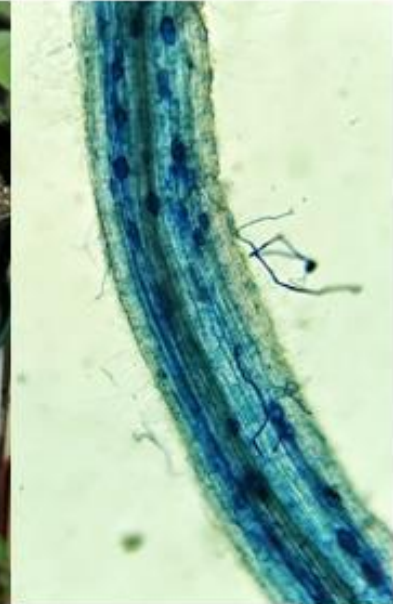




Universidad Nacional de La Plata  
Facultad de Ciencias Naturales y Museo



**Comunidades de hongos formadores de micorrizas  
arbusculares en talares del Partido de Magdalena,  
Provincia de Buenos Aires: Interacción con la invasión de  
*Ligustrum lucidum***

Lic. Camila Abarca

Directores

**Dra. María Silvana Velázquez**

**Dr. Marcelo Daniel Barrera**

La Plata, 2021

*A mi hermano preferido, Gonza*  
*A mi amiga imprescindible, Mica*

## Agradecimientos

Esta tesis es el producto de un camino que no podría haber transitado sola, sin la compañía y el apoyo de muchas personas. En este espacio quiero agradecerles:

A mi directora, la Dra. Silvana Velázquez, por acompañarme con infinita paciencia y dedicación. Por recibirme en el Instituto Spegazzini cuando era estudiante de grado, por transmitirme su experiencia en el área de las micorrizas y estar siempre disponible para despejar mis dudas y ofrecerme apoyo, no sólo en lo académico sino también en lo personal. Estos años de trabajo no hubieran sido lo mismo sin su generosidad y calidez.

A mi director, el Dr. Macelo Barrera, por su buena predisposición y su constante buena onda. Por estar siempre dispuesto a orientarme o darme una mano. Por dedicarme su tiempo y por sus consejos siempre atinados.

A la Dra. Marta Cabello, ex Directora del Instituto Spegazzini, por recibirme en mis primeros acercamientos al mundo micológico y darme un lugar de trabajo. A Sebastián Pelizza, Director del Instituto Spegazzini, por estar siempre atento a las necesidades de todos y su esfuerzo por mejorar en lo posible nuestro espacio de trabajo.

Al Dr. Marcelo Arturi, por su ayuda desinteresada a lo largo de todas las etapas de esta tesis. Gracias por ayudarme a ordenar las ideas y sobre todo por presentarme los talleres y despertar las inquietudes que me llevaron a realizar este trabajo.

A mis compañeros y compañeras del Instituto, porque sin la compañía de este grupo humano nada hubiera sido igual. Gracias por los almuerzos, los mates y las charlas compartidas.

A la cátedra de Edafología de la FCAyF, en especial a los Ing. Víctor Merani, Guillermo Millán y Luciano Larrieu, por recibirme, enseñarme y permitirme realizar los análisis de suelo.

Al LISEA (FCAyF, FCNyM), por prestarme los materiales para el trabajo de campo.

A las Dras. Roxana Colombo, Laura Fernández Bidondo y Betina Stephan, por brindarme sus conocimientos y su tiempo.

Al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas, por la beca que me permitió completar este doctorado.

A la Administración de Áreas Naturales Protegidas, por brindarme la posibilidad de realizar el trabajo de campo y toma de muestras en la Reserva El Destino - Parque Costero del Sur.

A mi amiga del alma, Mica, por escucharme hablar de la tesis sin quejarse y por acompañarme en todos los altibajos, del trabajo y de la vida.

A los cumpas, por una década de amistad y aguante. Especialmente a Facu por su compañía indispensable y por su colaboración en los muestreos y trabajo de campo, que no podría haber completado sin su ayuda.

A Mati, por acompañarme en la recta final y hacer todo más fácil.

A mi familia, por su amor y apoyo infinitos en todas las etapas de la carrera.

A la educación pública, gratuita y de calidad a la que tuve acceso desde el preescolar hasta este Doctorado, por formarme no sólo en lo académico sino también como persona y ciudadana.

# Índice

Agradecimientos.....	1
Índice.....	3
Resumen.....	¡Error! Marcador no definido.
Abstract.....	8
<b>CAPÍTULO 1 Introducción general.....</b>	<b>10</b>
1.1 Las invasiones biológicas.....	11
1.2 Los hongos micorrícicos arbusculares (HMA).....	12
1.2.1 Estructuras características de las micorrizas arbusculares.....	15
1.2.2 Taxonomía de los hongos micorrícicos arbusculares.....	17
1.3 El rol de los hongos micorrícicos arbusculares en el establecimiento de plantas invasoras.....	19
1.4 Los talares de Magdalena y la invasión de <i>Ligustrum lucidum</i> .....	26
1.5 Antecedentes, hipótesis y objetivos de la tesis.....	28
1.5.1 Hipótesis general.....	29
1.5.2 Objetivo general.....	29
1.5.3 Objetivos particulares.....	30
1.6 Estructura de la tesis.....	30
<b>CAPÍTULO 2 Estructura forestal y propiedades del suelo en talares con un gradiente de invasión de <i>Ligustrum lucidum</i>: cambios en la comunidad vegetal y disponibilidad de nutrientes.....</b>	<b>32</b>
2.1 Introducción.....	33
2.1.1 Objetivos.....	34
2.2 Materiales y métodos.....	35
2.2.1 Área de estudio.....	35
2.2.2 Diseño de muestreo.....	36
2.2.3 Caracterización estructural de la comunidad arbórea.....	38
2.2.4 Análisis de suelo.....	38
2.2.5 Análisis estadístico.....	39
2.3 Resultados.....	40
2.3.1 Caracterización estructural de la comunidad arbórea.....	40
2.3.2 Propiedades del suelo.....	44
2.4 Discusión.....	48

2.5 Conclusiones .....	51
<b>CAPÍTULO 3 Comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares en talares con presencia de la especie invasora <i>Ligustrum lucidum</i> .....</b>	<b>52</b>
3.1 Introducción.....	53
3.1.1 Objetivo.....	55
3.2 Materiales y métodos .....	55
3.2.1 Muestreo.....	55
3.2.2 Ensayo con plantas trampa.....	56
3.2.3 Aislamiento e identificación de esporas .....	57
3.2.4 Análisis de datos .....	58
3.3 Resultados .....	59
3.3.1 Aislamiento de esporas de suelo .....	59
3.3.2 Ensayo con plantas trampa.....	66
3.4 Discusión.....	67
3.5 Conclusiones .....	71
<b>CAPÍTULO 4 Comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares en talares a lo largo de un gradiente de invasión de <i>Ligustrum lucidum</i>: impacto sobre la diversidad fúngica .....</b>	<b>72</b>
4.1 Introducción.....	73
4.1.1 Objetivo.....	75
4.2 Materiales y métodos .....	76
4.2.1 Muestreo y toma de datos.....	76
4.2.2 Análisis de datos .....	76
4.3 Resultados .....	77
4.3.1 Morfoespecies y familias de HMA en el gradiente de invasión de <i>L. lucidum</i> .....	77
4.3.2 Diversidad y riqueza de HMA en el gradiente de invasión de <i>L. lucidum</i> .....	87
4.3.3 Comunidad de HMA en el gradiente de invasión de <i>L. lucidum</i> : relación con las propiedades del suelo .....	88
4.4 Discusión.....	89
4.5 Conclusiones .....	93
<b>CAPÍTULO 5 Ensayo de dependencia micorrícica de <i>Celtis talay Ligustrum lucidum</i> en estadios tempranos de crecimiento: efecto de la invasión sobre las relaciones de mutualismo en los talares.....</b>	<b>95</b>
5.1 Introducción.....	96

5.1.1 Objetivo.....	97
<b>5.2. Materiales y métodos .....</b>	<b>98</b>
5.2.1 Sitio de estudio .....	98
5.2.2 Experimento en invernáculo.....	99
5.2.3 Parámetros de crecimiento y colonización micorrícica.....	101
5.2.4 Recuento e identificación de esporas de HMA.....	102
5.2.5 Análisis de datos .....	102
<b>5.3. Resultados .....</b>	<b>103</b>
5.3.1. Parámetros de crecimiento, colonización y dependencia micorrícica .....	103
5.3.1.1 <i>Celtis tala</i> en cultivo solitario.....	103
5.3.1.2 <i>Ligustrum lucidum</i> en cultivo solitario.....	107
5.3.1.3 <i>Celtis tala</i> y <i>Ligustrum lucidum</i> en cultivo mixto .....	110
5.3.2 Recuento e identificación de esporas de HMA.....	113
<b>5.4. Discusión .....</b>	<b>117</b>
<b>5.5. Conclusiones .....</b>	<b>121</b>
<b>CAPÍTULO 6 Discusión general.....</b>	<b>122</b>
<b>Futuras líneas de investigación .....</b>	<b>129</b>
<b>Bibliografía citada.....</b>	<b>131</b>
<b>Anexo .....</b>	<b>149</b>

## Resumen

Las invasiones biológicas representan una de las mayores amenazas para la integridad de los ecosistemas nativos a nivel global. La dispersión de plantas exóticas puede afectar no solo la estructura de las comunidades vegetales sino también a las funciones ecosistémicas y a la microbiota del suelo, incluyendo a los hongos micorrícicos arbusculares (HMA). Estos microorganismos, pertenecientes al phylum Glomeromycota, forman parte de una de las asociaciones simbióticas más importantes y ampliamente distribuidas de las plantas. Diversos estudios acerca de la expansión de plantas invasoras en diferentes ecosistemas han reportado que los HMA pueden tener un rol tanto en la facilitación como en la limitación de la expansión de especies no nativas. El objetivo de este trabajo de tesis consistió en describir y analizar el efecto del establecimiento de la especie exótica *Ligustrum lucidum* en bosques nativos de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* ubicados en la localidad de Magdalena sobre la estructura de las comunidades de HMA así como el rol que tienen estos microorganismos en el proceso de invasión. Los sitios de muestreo se ubicaron a lo largo de transectas con un gradiente de abundancia de la especie exótica. Sobre estas transectas se describió estructuralmente la comunidad arbórea, se analizaron las características edáficas y se tomaron muestras de suelo destinadas a la identificación de las morfoespecies Glomeromycota. Se caracterizó a las comunidades de HMA en los sitios de estudio a través de la determinación de esporas presentes en el suelo del bosque y de la realización de un ensayo con plantas trampa utilizando métodos de identificación basados en caracteres morfológicos. La abundancia de morfoespecies, familias y los parámetros de diversidad y riqueza de la comunidad fúngica a lo largo del gradiente estudiado fueron analizados para determinar posibles cambios provocados por el establecimiento de *L. lucidum*. Finalmente, se llevó a cabo un ensayo en invernáculo que permitió evaluar la colonización y respuesta a la micorrización en plántulas de *C. tala* y *L. lucidum* al ser inoculadas con suelo proveniente de los sitios de bosque nativo e invadido. Los resultados obtenidos indicaron que la invasión provoca cambios en la estructura de la comunidad arbórea que conducen gradualmente al desplazamiento de las especies nativas del talar. Se encontraron diferencias en la disponibilidad de materia orgánica, nitrógeno y fósforo en los sitios de muestreo, hallándose valores menores de



concentración en los sitios invadidos. Se lograron identificar treinta y dos morfoespecies de Glomeromycota pertenecientes a nueve familias. Las morfoespecies más abundantes fueron *Septoglomus constrictum*, *Sclerocystis sinuosa*, *Diversispora spurca* y *Entrophospora infrequens*. Además, se cita por primera vez en Argentina a las morfoespecies *Glomus hoi* (Glomeraceae), *Dentiscutata cerradensis* (Gigasporaceae) y *Corymbioglomus corymbiforme* (Diversisporaceae). La familia más abundante fue Glomeraceae. La composición de la comunidad de HMA mostró diferencias entre las distintas situaciones de vegetación, la riqueza específica aumentó en los sitios con mayor presencia de la especie exótica mientras que la diversidad disminuyó. Si bien la mayor parte de las morfoespecies encontradas no mostró marcadas variaciones en su distribución asociadas a la vegetación, la abundancia de las morfoespecies *Rhizophagus aggregatus*, *Paraglomus albidum*, *Acaulospora delicata*, *Acaulospora mellea*, *Diversispora spurca*, *Sclerocystis sinuosa*, *Entrophospora infrequens*, *Rhizoglomus microaggregatus*, y *Funneliformis mosseae* se asoció positivamente con *L. lucidum*, mientras que la morfoespecie *Scutellospora* sp. 2 se asoció positivamente con la vegetación nativa, por lo que puede señalarse como la más susceptible a ser perjudicada por el establecimiento de la especie exótica. Las familias Claroideoglomeraceae, Glomeraceae, Entrophosporaceae y Acaulosporaceae se relacionaron positivamente con la especie invasora. Los resultados del ensayo de invernáculo permitieron comprobar la asociación de *C. tala* y *L. lucidum* con los HMA. Se determinó que la especie invasora tiene la capacidad de asociarse con los hongos presentes en el bosque nativo y que luego de su establecimiento los cambios provocados en la comunidad de hongos favorecen la simbiosis micorrícica en *L. lucidum* y perjudican la interacción de la especie nativa con estos hongos. Este proceso podría facilitar el establecimiento de *L. lucidum* en los talares y el desplazamiento de las especies nativas. Además, se evidenció que las relaciones de mutualismo entre los HMA y ambas especies vegetales estudiadas pueden ser influenciadas por la presencia de la otra al crecer en conjunto, y que este efecto es diferente para cada especie y de acuerdo con la comunidad de HMA presente en el suelo, indicando la existencia de mecanismos complejos de interacción. Este estudio constituye el primer reporte de interacción entre los HMA y *L. lucidum* en este ecosistema y uno de los primeros

trabajos de investigación realizados acerca del rol de estos hongos en el establecimiento de esta especie invasora de gran impacto a nivel mundial.

## Abstract

Biological invasions are one of the biggest threats for native ecosystems integrity at a global scale. The spreading of exotic plant species may affect not only the structure of plant communities, but also the ecosystem's functions and soil microbiota, including arbuscular mycorrhizal fungi (AMF). These microorganisms belonging to the phylum Glomeromycota are part of one of the most important and widespread symbiotic associations of vascular plants. Several studies on the expansion of invasive plants in different ecosystems have shown that AMF can play an important role both in facilitating and limiting the spreading of non-native species. The aim of this thesis consisted on describing and analyzing the impact of the establishment of *Ligustrum lucidum* in native forests of *Celtis tala* and *Scutia buxifolia* located in Magdalena on the structure of AMF communities as well as the role that these microorganisms have in the invasion process. Sampling sites were located along transect lines with a gradient of abundance of the exotic species. Over these transect lines the forest community structure was measured, edaphic properties were analyzed and soil samples were taken for the identification of Glomeromycota species. AMF communities from the study sites were characterized by determining the spores present in the forest soil and carrying out a bioassay with trap plants using identification methods based on morphological characters. The morphospecies and families abundance, diversity and richness of the fungal community along the gradient were analyzed in order to determine possible changes caused by the establishment of *L. lucidum*. Finally, a greenhouse test was carried out to evaluate the colonization and response to mycorrhization in *C. tala* and *L. lucidum* seedlings when inoculated with soil from native and invaded forest sites. The results indicated that the invasion causes changes in the forest structure that gradually lead to the displacement of native species from the talares. Differences were found in the availability of soil organic matter, nitrogen and phosphorus in the sampling sites, with lower concentration values in the invaded sites. Thirty-two morphospecies of Glomeromycota belonging to nine families were identified. The most abundant species

were *Septoglomus constrictum*, *Sclerocystis sinuosa*, *Diversispora spurca* and *Entrophospora infrequens*. In addition, the morphospecies *Glomus hoi* (Glomeraceae), *Dentiscutata cerradensis* (Gigasporaceae) and *Corymbiglomus corymbiforme* (Diversisporaceae) are cited for the first time in Argentina. The most abundant family was Glomeraceae. The composition of AMF community showed differences between the vegetation situations, specific richness increased in the sites with the highest presence of the exotic species while diversity decreased. Although most of the morphospecies found did not show variations in their distribution associated with vegetation, the abundance of *Rhizophagus aggregatus*, *Paraglomus albidum*, *Acaulospora delicata*, *Acaulospora mellea*, *Diversispora spurca*, *Sclerocystis sinuosa*, *Entrophospora infrequens*, *Rhizoglomus microaggregatus* and *Funneliformis mosseae* was positively associated with *L. lucidum* while the abundance of *Scutellospora* sp. 2 was positively associated with native trees. This AMF morphospecies can be identified as the most susceptible to the establishment of the exotic species. Claroideoglomeraceae, Glomeraceae, Entrophosporaceae and Acaulosporaceae families were positively related to the invasive species. The results of the greenhouse assay allowed verifying the association of *C. tala* and *L. lucidum* with AMF. It was found that the invasive species have the ability to associate with the fungi present in the native forest and that after its establishment the changes caused in the fungal community favor mycorrhizal symbiosis in *L. lucidum* and damage the interaction of the native species with these fungi. This process could facilitate the invasion and the exclusion of native species. In addition, it was shown that the mutualisms between AMF and both plant species can be influenced by the presence of the other when growing together in the same pot. This effect is different for each species and according to the AMF community present in the soil, indicating the existence of complex interaction mechanisms. This study is the first report of interaction between AMF and *L. lucidum* in this ecosystem and one of the first research works carried out on the role of these fungi in the spread of this invasive species of great impact worldwide.

## **CAPÍTULO 1**

### **Introducción general**

## 1.1 Las invasiones biológicas

Las invasiones biológicas consisten en la propagación de especies exóticas que consiguen extenderse fuera de los límites de su área de distribución y formar poblaciones que desplazan a las comunidades nativas y alteran el funcionamiento de los ecosistemas afectados (Elton, 1958). Este fenómeno puede ocurrir cuando una especie es transportada a nuevas regiones fuera del área de distribución donde se encuentran sus poblaciones naturales. Si bien este movimiento puede darse por factores naturales, la actividad humana ha sido históricamente un agente de dispersión de biota, tanto accidental como deliberadamente. En la actualidad, las invasiones biológicas constituyen un grave problema a escala global y una amenaza para la biodiversidad (Mooney, 2005).

No todas las especies exóticas que llegan a una región se convierten en invasoras. Sólo una pequeña fracción consiguen establecerse con éxito y, de éstas, sólo algunas son capaces de convertirse en invasoras. El potencial invasor de una planta está determinado tanto por características intrínsecas de la especie como por las propiedades del ecosistema receptor. Numerosos estudios han analizado patrones comunes en los caracteres de diferentes especies vegetales invasoras, entre ellos producir semillas pequeñas, un período juvenil corto, alta plasticidad fenotípica, presentar reproducción vegetativa, tasas de crecimiento mayores a las de las especies nativas y producción de compuestos alelopáticos que afectan negativamente a la vegetación nativa (Daehler, 2003; Vilà & Weiner, 2004). Sin embargo, no todas las especies invasoras cumplen con estas condiciones ni todas las especies con estas características llegan a ser invasoras, ya que el ambiente receptor también juega un papel clave en el éxito de la invasión (Castro Diez et al., 2016).

Las características climáticas -temperatura, luz, humedad y precipitaciones- influyen en la probabilidad de que un ecosistema sea invadido, ya que determinan las condiciones ambientales que deberán afrontar las especies exóticas que puedan arribar. Además, se han planteado diferentes hipótesis para explicar la vulnerabilidad de un ecosistema a las invasiones. La hipótesis del nicho vacante propone que una comunidad poco diversa podría ofrecer recursos no explotados para nuevas especies (Elton, 1958). También se ha estudiado ampliamente la ausencia de enemigos naturales como un factor facilitador de las invasiones (Elton, 1958; Keane & Crawley, 2002). Al llegar a una nueva

región las especies exóticas pueden “escapar” de sus competidores, predadores, parásitos o patógenos naturales. De acuerdo con esta hipótesis, la población de una especie exótica puede proliferar ya que se encuentra libre de los agentes de control biológico que existen en su lugar de origen. Por otro lado, puede ocurrir que una especie no nativa encuentre en la comunidad receptora especies nativas facilitadoras que propicien la invasión a través de mutualismos, como polinizadores, dispersantes de propágulos, microorganismos benéficos, etc. (Reinhart & Callaway, 2006). Finalmente, se ha propuesto que los ecosistemas que han sufrido disturbios –fuego, inundaciones, prácticas agrícolas y ganaderas, entre otras– son susceptibles a las invasiones a causa de la liberación de recursos disponibles como luz, sustrato o nutrientes (Mack et al., 2000).

La invasión de especies no nativas puede tener múltiples consecuencias ecológicas, económicas y socio-culturales (Rai & Singh, 2020). Las especies exóticas invasoras pueden reducir la diversidad de las especies nativas a través de la exclusión competitiva, la hibridación, o, en el caso de los animales, la predación, parasitismo o pastoreo. También pueden interferir en las relaciones mutualistas preexistentes en la comunidad nativa. Además, las especies invasoras pueden afectar la productividad de los ecosistemas, los ciclos biogeoquímicos y los regímenes de disturbios (Vilà et al., 2011). Estas alteraciones pueden tener un impacto negativo sobre los servicios ecosistémicos y afectar la salud humana, la calidad de vida e incluso la economía (Dogra et al., 2010).

## **1.2 Los hongos micorrícicos arbusculares (HMA)**

Las micorrizas son asociaciones simbióticas que se establecen entre ciertos hongos del suelo y las raíces de las plantas. En la naturaleza existe una gran diversidad de asociaciones de este tipo, que involucran a diferentes grupos taxonómicos de plantas y hongos, denominados hongos micorrícicos. Estas interacciones están involucradas principalmente en la absorción de nutrientes y agua del suelo que el hongo le provee a la planta a cambio de compuestos carbonados (Smith & Read, 2008). Allen y Allen (1991) definieron a las micorrizas como una simbiosis generalmente mutualista, ya que mayoritariamente se trata de asociaciones benéficas tanto para la planta como para el hongo. Sin embargo, se ha demostrado que la micorrización puede variar a lo largo de la

ontogenia de una planta en un continuo entre el parasitismo y el mutualismo. Cuando la simbiosis es benéfica para el *fitness* de ambos simbioses, la asociación se ubica en el extremo mutualista del gradiente. Por otro lado, si uno de los simbioses resulta beneficiado mientras que el otro no se ve afectado, se trata de un caso de comensalismo. En cambio, en el extremo parasítico, uno de los simbioses se favorece mientras que el otro es perjudicado por la asociación. De esta manera, las asociaciones micorrícicas pueden ser parasíticas cuando los costos para la planta son mayores que los beneficios. Esto puede ocurrir en determinados estadios fenológicos, a causa de las condiciones ambientales, o de incompatibilidades entre los genotipos de los simbioses (Johnson et al., 1997).

Las micorrizas se clasifican de acuerdo al simbiote fúngico, sus características morfológicas –tipo de hifas, nivel de penetración en la raíz o tejido vegetal– y los taxones involucrados. La clasificación vigente separa a las micorrizas en: arbusculares, ectomicorrizas, ectendomicorrizas, arbutoides, monotropoides, ericoides, y orquideoides (Smith & Read, 2008). Las ectomicorrizas y las micorrizas arbusculares son los tipos más estudiados, en el caso de la ectomicorrizas por su importancia relacionada a especies de interés forestal a las que se encuentran generalmente asociadas –de las familias Betulaceae, Dipterocarpaceae, Fagaceae, Nothofagaceae, Pinaceae, entre otras-, y en el caso de las micorrizas arbusculares por ser la simbiosis más extendida en ecosistemas terrestres, que involucra al 70-90% de las especies vegetales.

Las micorrizas arbusculares (MA) pertenecen al gran grupo de las endomicorrizas, ya que las hifas de los hongos crecen tanto inter como intracelularmente en la raíz, es decir, por vía apoplástica y simplástica. Dentro de la raíz, el hongo coloniza las células de la corteza, pero no alcanza la endodermis. Los hongos asociados en las MA pertenecen al Phylum Glomeromycota (Schüßler et al., 2001), se caracterizan por presentar hifas carentes de septos y ser biótrosos obligados –es decir, que dependen de la planta hospedadora para sobrevivir-. Su temprana aparición en el registro fósil sugiere que esta asociación representa el tipo más ancestral de micorrizas (Strullu-Derrien et al., 2018). Esto explicaría su presencia en la mayoría de las especies vegetales y su distribución cosmopolita, que permite encontrarlas tanto en ambientes naturales como en casi todos los cultivos agrícolas.

La principal función de las MA está asociada a la nutrición vegetal, lo que impacta

en la aptitud general de la planta hospedadora. La planta cede al hongo compuestos carbonados producto de la fotosíntesis mientras que el hongo cede a la planta nutrientes minerales de difícil acceso, ya que el micelio externo del hongo puede alcanzar recursos del suelo distantes (Smith & Read, 2008). La actividad de las MA es importante para la adquisición de nutrientes poco móviles, permite especialmente la captación de fosfatos, iones que se mueven muy lentamente por difusión en la solución del suelo hacia la raíz. Pero también se ha demostrado que los HMA tienen capacidad para absorber nitrógeno y otros nutrientes del suelo (Hodge et al., 2010).

Más allá de los beneficios nutricionales de la simbiosis MA, la planta recibe otras ventajas de esta asociación. De acuerdo con numerosos estudios, las micorrizas mejoran el enraizamiento de las plantas gracias a la producción de fitohormonas; mejoran la estructura del suelo a partir de la formación de agregados hidroestables; protegen a la planta de factores de estrés biótico como el ataque de patógenos y abiótico como la salinidad, sequía, estados de deficiencia o exceso de nutrientes, metales pesados, etc. (Newsham et al., 1995; Meharg & Cairney, 1999; Augé, 2001). Además, estos hongos interactúan con otros microorganismos de la rizósfera –región del suelo circundante a la raíz-, como las bacterias relacionadas al ciclo de nutrientes (Miransari, 2011).

A nivel ecosistémico, las micorrizas constituyen una comunidad compleja formada por diferentes especies fúngicas y los sistemas radiculares vegetales. Se ha demostrado que los HMA tienen influencia sobre la diversidad de especies de plantas (Francis & Read, 1995; Klironomos et al., 2011; Kokkori et al., 2020). La colonización micorrícica presenta una gran heterogeneidad, las especies vegetales manifiestan respuestas de crecimiento diferentes a las distintas especies fúngicas, por lo que la composición de las comunidades de HMA en los ecosistemas puede potencialmente afectar la estructura de la comunidad de plantas. Además, las micorrizas están involucradas en la interconexión y distribución de recursos entre las plantas de una misma comunidad, ya que generan una extensa red de micelio que explora el suelo en búsqueda de recursos e interconecta las raíces de plantas de la misma especie o de especies distintas (Simard & Durall, 2004; Simard et al., 2012).



### 1.2.1 Estructuras características de las micorrizas arbusculares

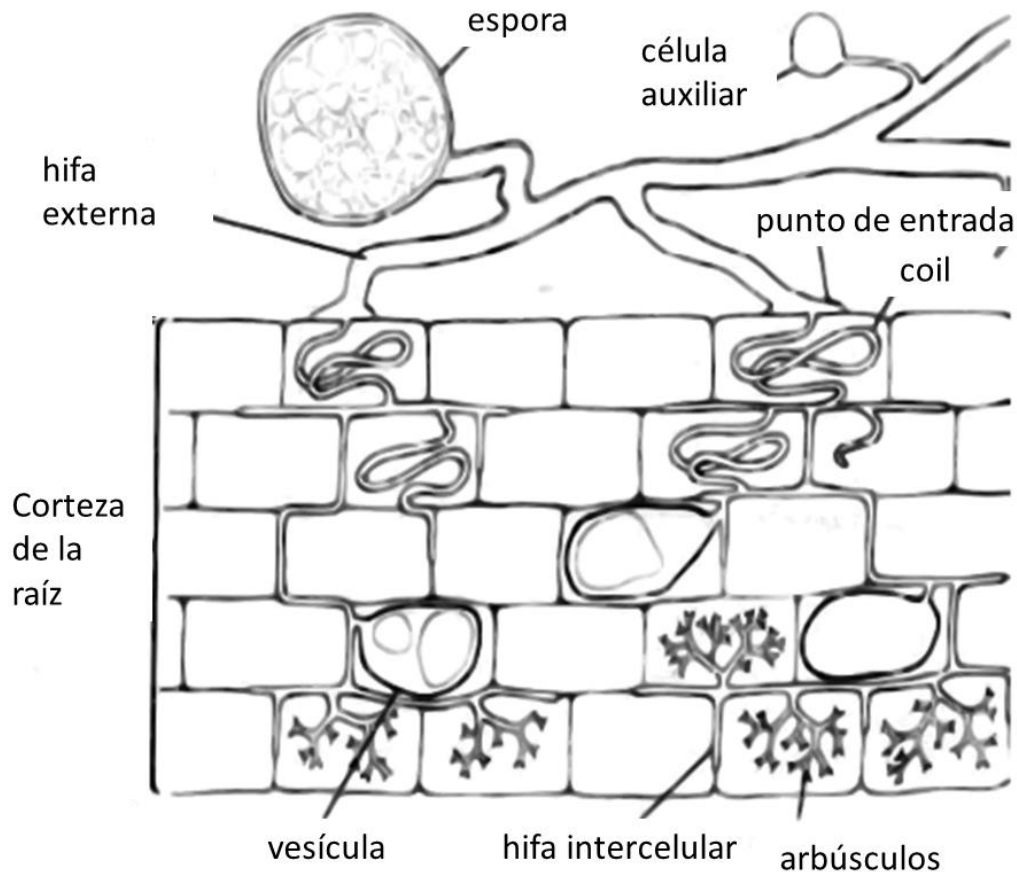
En los sistemas radicales de las plantas micorrízico arbusculares se distinguen tres componentes principales: la raíz, el micelio intra-radical o micelio interno (MI) y el micelio extra-radical o micelio externo (ME).

El MI se desarrolla en la epidermis y la corteza primaria de la raíz, está involucrado en la transferencia de nutrientes y produce diferentes estructuras con funciones particulares, los arbusculos, vesículas y circunvoluciones, también llamadas rulos o coils (Figura 1.1). Los **arbusculos** son las estructuras características de la MA. Se encuentran dentro de la raíz y están formados por hifas muy ramificadas que no contactan directamente con el contenido citoplasmático de las células radicales, sino que están rodeadas por la membrana plasmática. En la zona de interfase o apoplasto se produce el intercambio, los nutrientes inorgánicos fluyen hacia la planta y los fotosintatos hacia el hongo (Smith & Read, 2008; Figura 1.1). Las **vesículas** pueden encontrarse en los espacios inter o intra-celulares y cumplen principalmente funciones de reserva. Son estructuras globosas con contenido lipídico. En algunas especies fúngicas se ha observado que su formación ocurre en períodos de alta oferta nutricional (Nijjer et al., 2010) y que, en situaciones de estrés, al disminuir el suministro de metabolitos desde la planta hospedante, el hongo utiliza las reservas lipídicas de las vesículas, que posteriormente se degeneran. Por otra parte, los **coils** se producen a partir del enrollamiento de las hifas en el interior de las células radicales y su función no está determinada (Figura 1.1).

El ME conforma una red en el suelo circundante a la raíz, le permite a la planta extender su capacidad de exploración del suelo para acceder al agua y a los nutrientes (Smith & Read, 2008) y favorece la agregación de las partículas del suelo, mecánicamente y a través de la producción de una glicoproteína denominada glomalina (Purin & Rillig, 2007). Además, produce esporas y células auxiliares. Está conformado por hifas que pueden tener gran extensión –hasta 8 cm desde la superficie de la raíz– y su función consiste en la exploración de la rizósfera. Las hifas del ME aumentan el contacto entre el suelo y la raíz y se encargan de tomar y traslocar nutrientes minerales –principalmente fósforo (P)- de la solución del suelo a las raíces. Además, esta fase extra-radical influye en la agregación del suelo, la acumulación de la materia orgánica y actividad microbiana en la rizósfera (Smith &

Read, 2008). Durante el crecimiento del micelio extraradical se pueden diferenciar esporas y células auxiliares. Las **esporas** se forman asexualmente por diferenciación de hifas del ME en el suelo o las raíces, son células únicas multinucleadas con un diámetro variable entre 15 a 800  $\mu\text{m}$  que contienen lípidos y citoplasma. Pueden formarse de manera solitaria o formando agregados –esporocarpos- que funcionan como estructuras de reserva y propágulos (Smith & Read, 2008). Por otro lado, las **células auxiliares**, son formadas por especies de algunos géneros de Glomeromycota, en el extremo de hifas extraradicales. Su función aún es desconocida, pero se cree que podrían funcionar como propágulos.

Ya que este grupo de hongos no presenta reproducción sexual, las esporas y el ME actúan como principales fuente de propágulos, junto con los fragmentos de raíces colonizadas y fragmentos de hifas. El ME y los fragmentos pueden germinar e infectar nuevas raíces, y se estima que separado de la planta huésped o luego de la muerte del huésped puede permanecer viable alrededor de 2-4 semanas. Las esporas, en cambio, pueden sobrevivir hasta varios años en el suelo (Martins & Read, 1997).



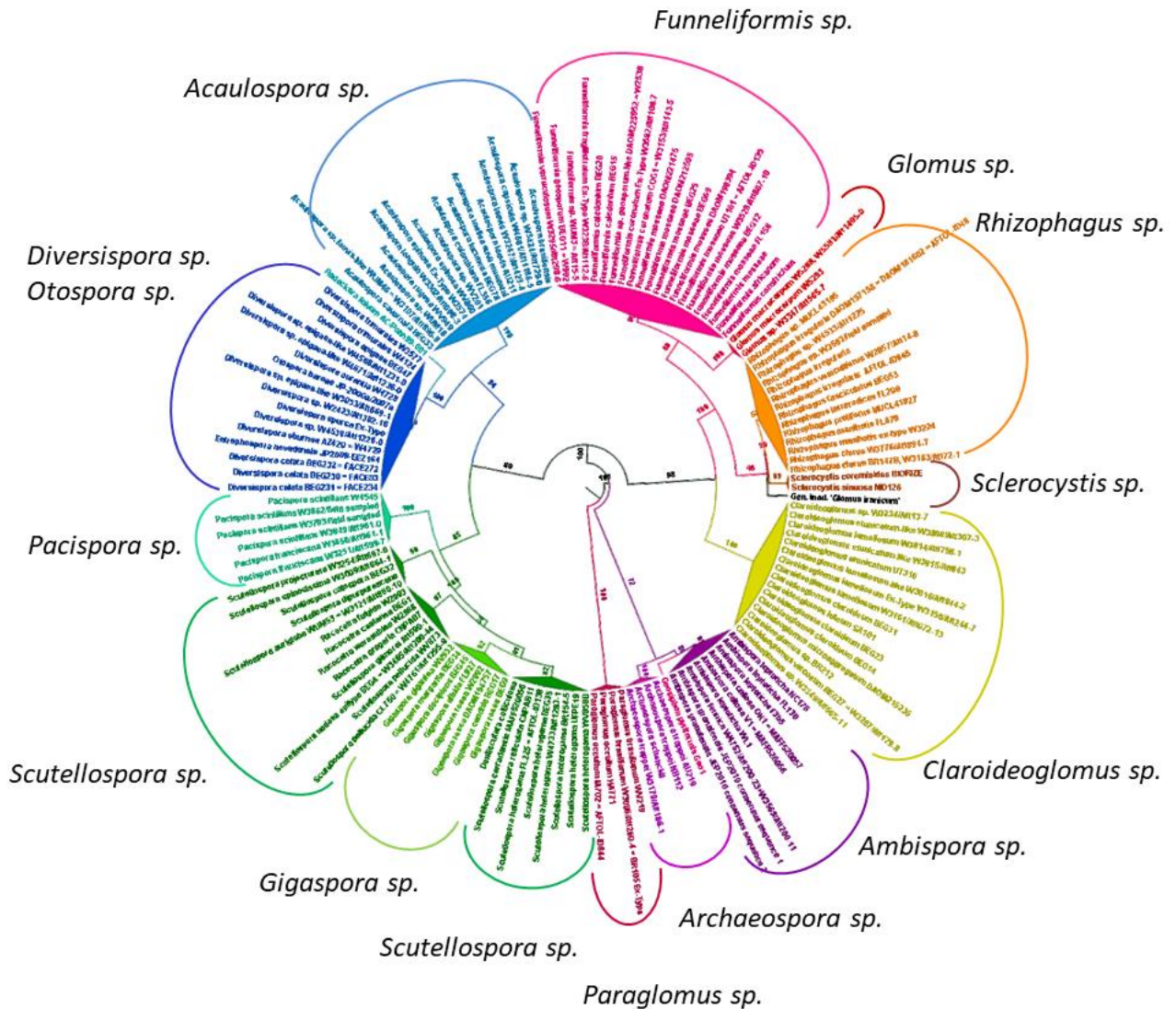
**Figura 1.1.** Esquema de las estructuras intra-radicales y extra-radicales formadas por los hongos micorrízicos arbusculares. Modificado de Isaac (1992).

### 1.2.2 Taxonomía de los hongos micorrízicos arbusculares

La taxonomía de los HMA se inició en el año 1845 con la descripción de las especies *Glomus macrocarpa* y *Glomus microcarpus*, a partir del hallazgo de clusters de esporas, denominados esporocarpos (Tulasne & Tulasne, 1844). Mosse (1953) consiguió comprobar que estos hongos eran formadores de micorrizas, al inocular esporocarpos en raíces de frutilla creciendo en sustrato estéril. En un principio se incluyeron en el orden Glomales, dentro de Zygomycetes (Morton & Benny, 1990). Desde entonces ocurrieron numerosos cambios en la taxonomía de los HMA, se agregaron caracteres de clasificación, a partir de la década de 1990 se incorporaron técnicas moleculares, se describieron nuevas especies y géneros, y se crearon órdenes y familias. Actualmente este grupo se separa en un phylum monofilético denominado Glomeromycota en base a evidencias moleculares (Schüßler & Walker, 2010; Redecker et al., 2013).

El phylum Glomeromycota está formado por cuatro órdenes -Glomerales, Diversisporales, Paraglomerales y Archaeosporales- y 12 familias: Glomeraceae (con los géneros *Glomus*, *Kamienskia*, *Septoglomus*, *Funneliformis*, *Sclerocystis* y *Rhizophagus*), Claroideoglomeraceae (*Claroideoglomus* spp.), Gigasporaceae (*Gigaspora* spp., *Scutellospora* spp., *Racocetra* spp., *Cetraspora* spp. y *Dentiscutata* spp.), Acaulosporaceae (*Acaulospora* spp.), Pacisporaceae (*Pacispora* spp.) Diversisporaceae (*Diversispora* spp. y *Redeckera* spp.), Paraglomeraceae (*Paraglomus* spp.), Ambisporaceae (*Ambispora* spp.), Geosiphonaceae (*Geosiphon* spp.), Archaeosporaceae (*Archaeospora* spp.), Sacculosporaceae (*Sacculospora* spp.) y Entrophosporaceae (*Entrophospora* spp.). Esta última de posición desconocida, ya que no ha sido ubicada en ninguno de los órdenes del phylum. Esta clasificación es la que ha sido utilizada en el presente trabajo de tesis y puede observarse en la Figura 1.2.

Tradicionalmente la clasificación e identificación de las especies de Glomeromycota se ha llevado a cabo a partir de la morfología y ontogenia de las esporas. Ya que este grupo no posee reproducción sexual conocida, la delimitación de especies es controvertida y el concepto de “especie biológica” no es aplicable. Suele utilizarse el término “morfoespecie” para designar a los distintos taxa identificados en función a caracteres morfológicos (Robinson-Boyer et al., 2009). Algunas características diagnósticas de las esporas son: tamaño, color, forma, formación de esporocarpos, características de la pared -número y grosor de capas, reacción con iodo, ornamentaciones- y características de la hifa sustentadora o del sáculo esporífero, según el género. En las últimas décadas se han desarrollado herramientas moleculares para caracterizar a los HMA. Morton y Redecker (2001) combinaron análisis moleculares, morfológicos y bioquímicos para definir a las familias Archaeosporaceae y Paraglomeraceae. Más tarde, en 2013, se elaboró una nueva clasificación del Phylum Glomeromycota basada en el análisis consensado de tres regiones ribosomales: la subunidad pequeña (18S), la subunidad grande (28S) y el gen ITS (ITS1-5.8S-ITS2) (Redecker et al. 2013).



**Figura 1.2** Árbol filogenético de la clasificación considerada en esta tesis. Realizado por Walker (2010) a partir de análisis moleculares del gen de la subunidad menor del ARN ribosomal (SSU) junto con características morfológicas de las esporas de hongos micorrícicos arbusculares. Modificado de <http://www.amf-phylogeny.com>.

### 1.3 El rol de los hongos micorrícicos arbusculares en el establecimiento de plantas invasoras

Las invasiones vegetales han sido ampliamente abordadas desde los procesos que ocurren por encima del suelo (Rundel et al., 2014; Wardle & Peltzer, 2017). Sin embargo, las interacciones planta-microorganismo que ocurren en la rizósfera pueden tener un papel clave beneficiando o perjudicando diferencialmente a las especies de plantas nativas y exóticas. Al mismo tiempo, las invasiones pueden afectar a las comunidades de hongos

micorrícicos nativos y las relaciones simbióticas de la comunidad nativa (Reinhart & Callaway, 2006; van der Putten, 2010). En las últimas décadas se ha profundizado el interés por el abordaje de la relación entre las micorrizas y los procesos de invasión. Diversos estudios acerca de la expansión de plantas invasoras en diferentes ecosistemas han reportado que los HMA pueden tener un rol tanto en la facilitación como en la limitación de la expansión de especies no nativas (Pringle et al., 2009; Gerz et al., 2018). Además, se han reportado diferentes grados de impacto de las especies invasoras sobre las comunidades fúngicas y la flora nativa, que van desde una estimulación de las relaciones de mutualismo preexistentes hasta la disrupción de las asociaciones micorrícicas, o incluso cambios no observables (Aslani, 2019).

Es importante mencionar que las invasiones son procesos con diferentes etapas, comparables a la sucesión. Presentan una dinámica espacio temporal a lo largo de un continuo que va desde la introducción, pasando por el establecimiento y la naturalización de la especie exótica. Las simbiosis micorrícicas pueden favorecer a la invasión en distintos momentos de este continuo, desde estadios iniciales de la introducción hasta la etapa final de propagación, pasando por diferentes roles a lo largo del tiempo y variando dentro del gradiente mutualismo-parasitismo (Shah et al., 2009). Por ejemplo, van der Heijden (2004) propone que los HMA pueden integrar a las plántulas con las redes hifales locales, fomentar la nutrición y actuar como un sistema de soporte para superar las dificultades del reclutamiento en hábitats invadidos.

La bibliografía publicada permite identificar diferentes mecanismos por los que los HMA pueden facilitar o limitar el establecimiento y expansión de las especies exóticas en distintos hábitats. Los estudios de interacciones entre plantas invasoras y HMA han sido abordados desde diferentes hipótesis o modelos: la hipótesis de la resistencia, que propone que la ausencia de mutualistas apropiados para la especie invasora en el nuevo hábitat provoca la expulsión indirecta (Mack, 1996); la hipótesis de los mutualismos mejorados que, como se mencionó anteriormente, plantea que la invasión es facilitada por mutualistas con gran efecto benéfico (Reinhart & Callaway, 2006); y la hipótesis de los mutualismos degradados, que propone que la invasión por parte de especies no micotróficas reduce la abundancia de HMA afectando negativamente a las especies micotróficas nativas

(Vogelsang & Bever, 2009).

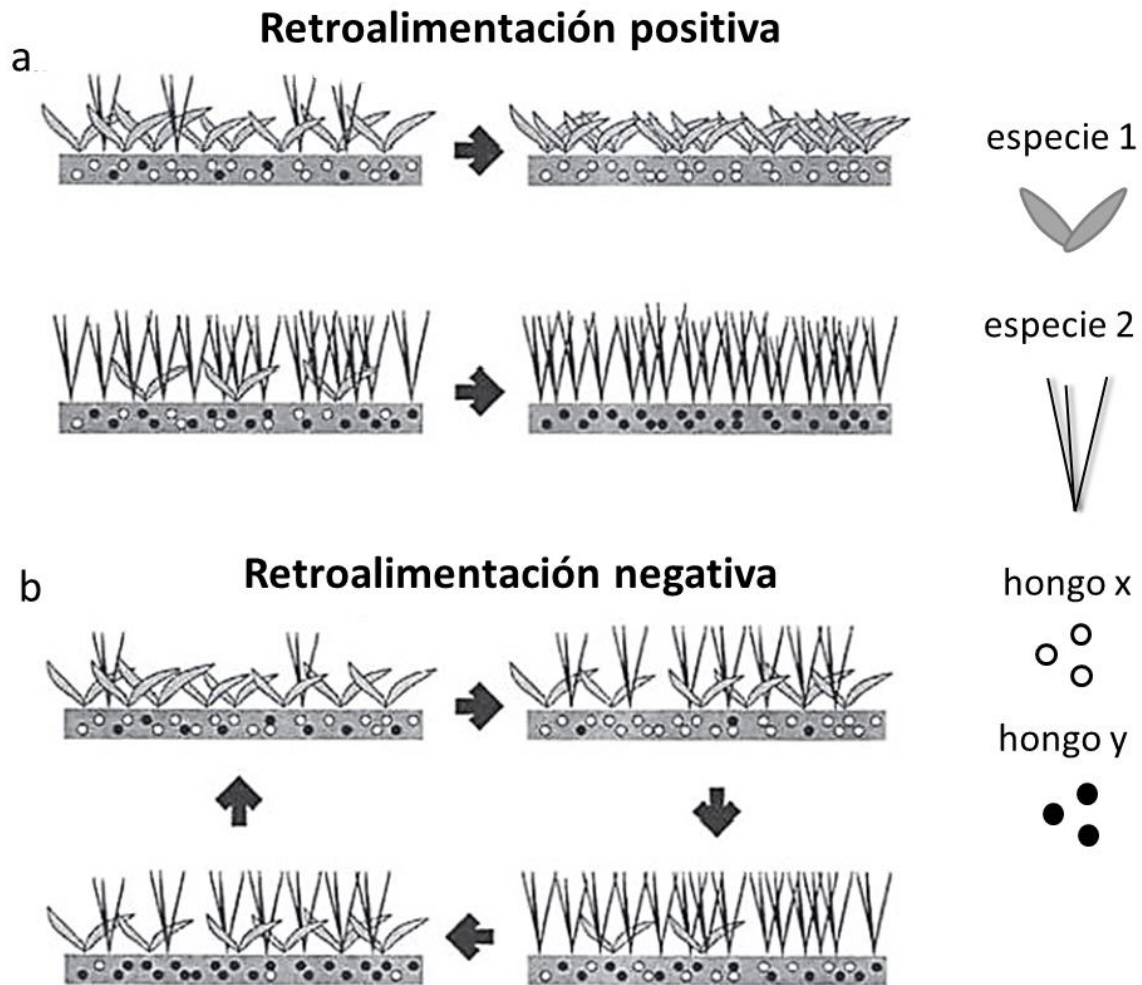
Como ya se mencionó, las plantas pueden responder de diferentes formas a la colonización micorrícica. Se ha propuesto que las interacciones con HMA varían a lo largo de un gradiente mutualismo-parasitismo, dependiendo de varios factores como las especies involucradas, las propiedades edáficas y la fenología de la planta hospedadora (Lovelock et al., 2003). En ciertas ocasiones, la colonización micorrícica puede tener un alto costo de compuestos carbonados para la planta y reducir su capacidad competitiva en lugar de resultar favorable (Johnson et al., 1997). De esta manera, puede establecerse una retroalimentación negativa debido a una distribución asimétrica de los beneficios entre la planta y los hongos micorrícicos (Bever, 2002). Los procesos de retroalimentación negativa regulan las poblaciones de las diferentes especies en una comunidad y permiten que plantas que compiten entre sí puedan coexistir, reduciendo la probabilidad de que ocurra exclusión competitiva. Por otra parte, los procesos de retroalimentación positiva llevan a la dominancia de ciertas especies por sobre otras ya que los mutualismos aumentan la capacidad competitiva (Bever, 2003) (Figura 1.3).

Con respecto al impacto de las plantas invasoras sobre las comunidades de HMA, numerosos estudios han reportado cambios en la densidad y/o composición causados por plantas introducidas (Mummey et al., 2006; Hawkes et al., 2006; Zubek et al., 2016; Aslani et al., 2019). Estos efectos dependen mayormente del grado de dependencia micorrícica de la planta exótica, que puede desencadenar procesos de retroalimentación negativos o positivos (Bever, 2003). Por ejemplo, la exótica *Alliaria petiolata*, una especie no micotrófica, inhibe el crecimiento de los HMA y, de esta manera, aumenta su ventaja competitiva sobre las plantas nativas (Stinson et al., 2006; Callaway et al., 2008; Wolfe et al., 2008). Por otra parte, se ha observado que especies invasoras micotróficas, como *Centaurea maculosa*, *Senecio canadensis*, *S. novi-belgii* y *Erigeron sphaerocephalus* tienden a modificar la composición de la comunidad de HMA y disminuir su diversidad, probablemente a través de la estimulación de ciertas especies fúngicas en detrimento de otras (Mummey & Rilling, 2006; Rezacová et al., 2021). En algunos casos, como los de las invasoras *Centaurea stoebe* y *Euphorbia esula*, se ha reportado que el establecimiento de la especie exótica genera un aumento en la diversidad de HMA en el suelo (Lekberg et al., 2013). Esta multiplicidad de

respuestas de las comunidades de hongos frente a la llegada de especies de plantas invasoras evidencia que se trata de procesos complejos con múltiples variables que dependen de las comunidades vegetales y fúngicas nativas, así como de las características del ecosistema.

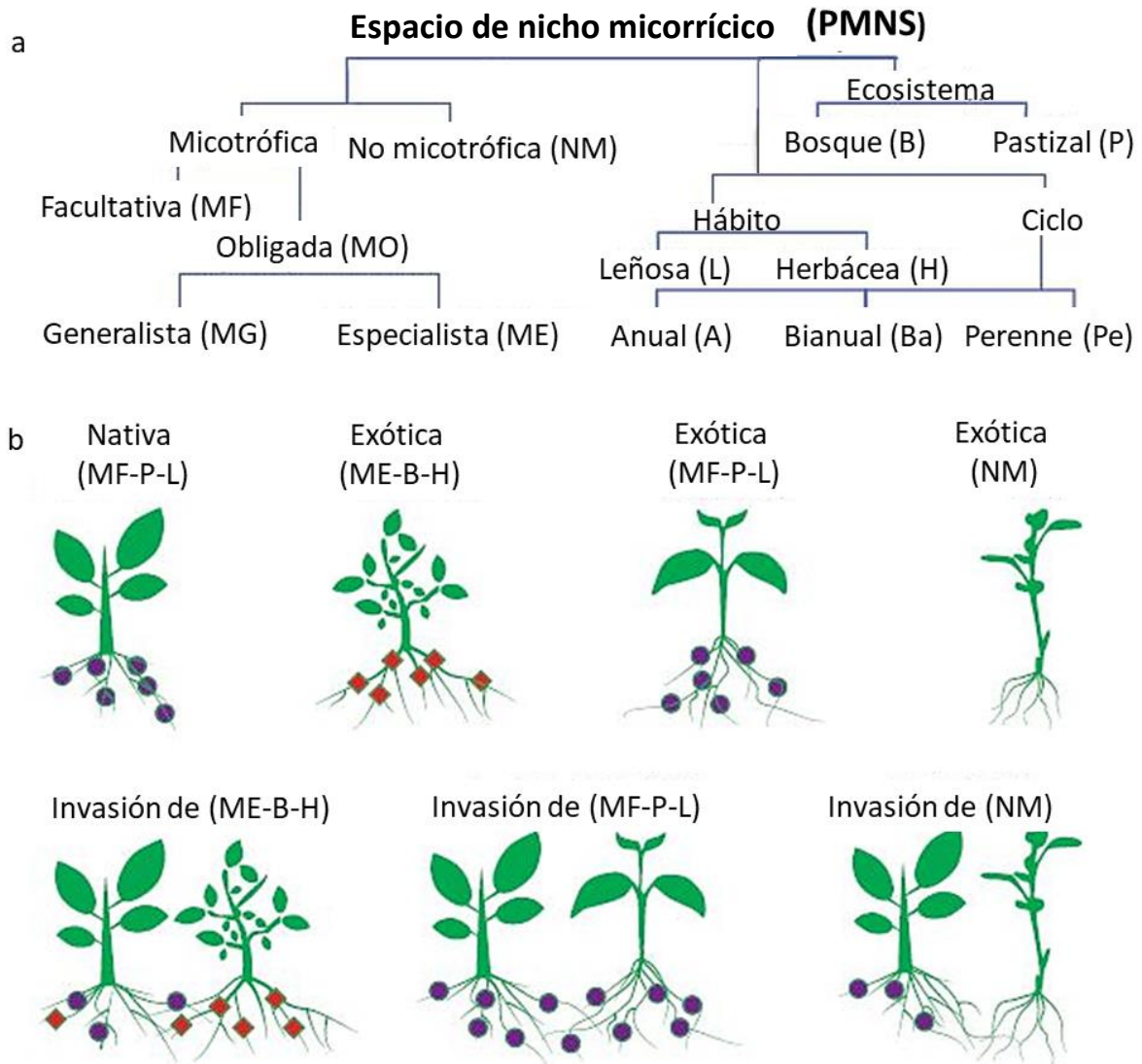
Un aspecto de gran interés es el status micorrícico de las plantas invasoras. Existen estudios con resultados contrastantes acerca de la dependencia micorrícica de las plantas altamente invasoras (Aslani, 2019). Por un lado, Pringle et al. (2009) realizaron un estudio de meta-análisis para evaluar el status micorrícico de 33 especies de plantas invasoras señaladas como de “alto impacto” de acuerdo con el U.S. Invasive Species Impact Rank (I-Rank) y señalaron que estas especies son en su mayoría poco dependientes de la micorrización e incluso en muchos casos no micotróficas. Por otro lado, al evaluar el status micorrícico de 13 especies de “impacto insignificante” de acuerdo con el I-Rank, la mayor parte son dependientes de la micorrización. Los autores señalaron que si bien los resultados sugieren que las especies invasoras de bajo impacto parecen ser micotróficas obligadas mientras que las de alto impacto son menos dependientes de la micorrización, los datos no son suficientes para establecer una tendencia clara. Sin embargo, un estudio más reciente realizado por Menzel et al. (2017) considerando 266 especies invasoras en Alemania, mostró que el status micorrícico de las especies invasoras se relaciona significativamente con su expansión geográfica. Las plantas invasoras micotróficas facultativas tendían a expandirse más que las especies no micotróficas, mientras que las micotróficas obligadas se encontraban en una posición intermedia.





**Figura 1.3** Dinámica de las comunidades de plantas y hongos micorrícicos arbusculares bajo procesos de retroalimentación positiva (a) y negativa (b). a) En la retroalimentación positiva, la abundancia inicial de la **especie vegetal 1** determina un incremento de la abundancia del **hongo x**, con el que establece una relación positiva. Como resultado, la tasa de crecimiento y reproducción de la **especie 1** aumentará y llevará eventualmente a la exclusión competitiva de la **especie 2**. Por otro lado, si se comienza con una mayor abundancia de la **especie 2**, que se beneficia del **hongo y**, el mismo proceso llevará a la exclusión competitiva de la **especie 1**. b) En la retroalimentación negativa, la abundancia relativa inicial lleva a un aumento del **hongo x**. Sin embargo, en este caso la **especie 2** se beneficia del **hongo x** y como resultado esta especie aumenta su abundancia. Como resultado del aumento de la **especie 2** se incrementa la abundancia del **hongo y**. A causa de este cambio en la comunidad fúngica, aumenta la abundancia relativa de la **especie 1**. Este proceso mantiene estables las poblaciones de ambas especies vegetales y de las especies de hongos micorrícicos. Modificado de Bever (2003).

Considerando los estudios realizados acerca de especies de plantas invasoras y su relación con los HMA, Aslani et al. (2019) propusieron un modelo que busca explicar las interacciones entre las plantas invasoras, las plantas nativas y los HMA con el objetivo de predecir el potencial invasor de una especie en un hábitat particular y los impactos de la invasión en las comunidades fúngicas. Este modelo considera el “espacio de nicho micorrízico”, en inglés “plant mycorrhizal niche space”, (PMNS) de especies vegetales nativas y exóticas, definido como el potencial de explotar y determinar el *pool* de HMA en un hábitat dependiendo de distintos factores como las características de la especie –hábito, ciclo de vida, requerimientos nutricionales, producción de compuestos alelopáticos, entre otras-, su status micorrízico, su lugar de origen -nativa o exótica- y el efecto de su llegada – impacto en la comunidad de HMA-. Las especies de plantas se pueden clasificar en distintos grupos en base al PMNS, y los autores proponen que comparando a las plantas nativas con la planta exótica se puede predecir el efecto de la invasión y su trayectoria. Cuando las especies nativas y la exótica tienen PMNS similares la contribución de los HMA al éxito de la invasión es baja, mientras que cuando las plantas nativas y la invasora tienen características contrastantes pueden ocurrir diferentes procesos como cambios en la estructura de la comunidad fúngica -en el caso de una especie invasora micotrófica- o el debilitamiento de las relaciones de mutualismo preexistentes -en el caso de una especie invasora no micotrófica- (Figura 1.4). Para comprender los mecanismos que operan en los procesos de invasión en relación a las simbiosis micorrízicas es necesario un enfoque amplio que considere múltiples aspectos de las especies vegetales involucradas, la comunidad fúngica y las asociaciones micorrízicas.



**Figura 1.4** Esquema que explica el modelo de “espacio de nicho micorrícico” (PMNS) y sus componentes. a) Las plantas pueden ser clasificadas de acuerdo a sus características como hospedadoras de hongos micorrícicos arbusculares, a sus características ecológicas, ciclo de vida y hábito. Se propone que plantas con PMNS similares hospedan comunidades de hongos similares. b) La relación entre la comunidad fúngica y los PMNS de las plantas nativas e invasoras. Existe una relación negativa entre la similitud de los PMNS y la importancia del rol de los hongos micorrícicos en el proceso de invasión y la magnitud de los cambios ocurridos luego de la invasión. PMNS similares (como en el caso de MF-P-L) implican una menor contribución de los HMA en el proceso de invasión y menores cambios en la comunidad fúngica. Por otro lado, una planta exótica puede degradar los mutualismos nativos (invasión de NM) o alterar la diversidad y composición fúngica (invasión de ME-B-H). De esta manera, el PMNS de las plantas nativas e invasoras puede ser empleado para predecir el desarrollo de la invasión, los impactos sobre la comunidad de hongos y la resistencia o susceptibilidad de las comunidades nativas. Modificado de Aslani (2019).

## 1.4 Los talaes de Magdalena y la invasión de *Ligustrum lucidum*

Los talaes constituyen una fisonomía boscosa dominada por *Celtis tala* Gill. ex Planch (Celtidaceae) (tala) y *Scutia buxifolia* Reiss. (Rhamnaceae) (coronillo). Se encuentran en la Ecorregión Pampeana (Morello et al., 2012), pero presentan una composición florística afín al Espinal (Torres Robles & Arturi, 2009). Se distribuyen desde San Nicolás hasta Mar Chiquita por la ribera Platense y la costa Atlántica. En el norte de la provincia de Buenos Aires se desarrollan sobre las barrancas del río Paraná y, desde Quilmes hacia el sur, sobre cordones de conchilla, médanos muertos o sobre barrancas de los arroyos y lagunas, paralelos a la costa del Río de La Plata y del Océano Atlántico (Parodi, 1940; Cabrera, 1979).

Estas comunidades han sufrido un proceso de degradación importante desde principios de siglo como consecuencia de la creciente actividad humana. En la actualidad su estructura boscosa solamente puede observarse al sur de la localidad de Magdalena, donde se encuentra la porción remanente mejor conservada (Goya et al., 1992). En el partido de Magdalena los talaes están restringidos a las áreas de relieve constituidas por depósitos cuaternarios de valvas de moluscos marinos (conchilla). Estos depósitos forman cordones paralelos a la costa y alternan con áreas de relieve negativo, con suelos arcillosos (intercordones), cubiertas por pastizales anegables (Arturi, 1997). La Reserva El Destino, ubicada en el partido de Magdalena, constituye un resguardo de flora y fauna autóctona de la zona. A mediados del siglo XX cerca de 500 ha de la Estancia El Destino fueron destinadas a la conservación y a partir de 1984 esta reserva integró la Reserva de Biosfera MAB-UNESCO “Parque Costero del Sur” (Arturi et al., 2009).

Los bosques pueden estar dominados por *C. tala*, por *S. buxifolia* o presentar codominancia de ambas especies (Goya et al., 1992). Además de las especies dominantes pueden hallarse *Jodina rhombifolia* (Hook. & Arn.) Reissek, *Schinus longifolius* (Lindl.) Speg., *Sambucus australis* Cham. y Schltld., *Phytolacca dioica* L. y *Acacia caven* Molina como especies acompañantes. También se destaca la presencia de la exótica *Ligustrum lucidum* W.T. (Aiton) (Oleaceae) (ligustro), cuya expansión en estos bosques fue registrada inicialmente por Ribichich y Protomastro (1998), quienes reportaron el inicio de este proceso al encontrar regeneración avanzada de esta especie en bosques de tala y coronillo (Figura 1.5).



**Figura 1.5:** Aspecto de los talaes ubicados en la Reserva El Destino.

*Ligustrum lucidum* es una especie arbórea perenne originaria de China que ha sido introducida en diferentes regiones del mundo desde el siglo XVIII debido a su extendido uso como árbol ornamental. Actualmente es considerada una especie invasora en numerosos países y ha sido registrada en Sudamérica, Norteamérica, Europa, Asia, África y Oceanía (Fernández et al., 2020). El rango de invasión de *L. lucidum* abarca áreas de clima templado similar a su lugar de origen, pero también climas cálidos, húmedos, semiáridos y áridos, lo que indica que existen pocas barreras ambientales para su propagación (Aslan et al., 2012). En Argentina fue introducida en el siglo XX principalmente para sombra urbana, jardinería, cercos vivos y cortinas de viento (Rio & Achával, 1904) y ha invadido diversos ambientes como los bosques montanos de las Yungas (Zamora Nazca et al., 2014), la selva paranaense en Punta Lara (Montaldo, 2000), el monte serrano en Córdoba (Borda et al., 2020) y los talaes bonaerenses (Franco et al., 2018).

El ligustro posee numerosas características que determinan su potencial invasor. En cuanto a sus caracteres reproductivos, posee las ventajas de alcanzar temprano la madurez sexual y también ser capaz de reproducirse mediante clones desde las raíces y la base del tallo. Produce una alta cantidad de frutos y semillas, que pueden germinar tanto en claros como debajo del dosel. La germinación resulta en una gran densidad de plántulas que presentan una supervivencia mayor a la de otras especies arbóreas (Aragón & Groom, 2003). Además, las semillas de *L. lucidum* son dispersadas por pájaros que comen sus frutos carnosos, en algunos casos de características similares a los frutos producidos por las plantas nativas (Rojas et al., 2019). Con respecto a sus caracteres vegetativos, posee una alta tolerancia a la sombra que le permite regenerar debajo del dosel y de esta manera establecerse en parches de bosque no disturbados (Franco et al., 2018). Tiene una alta tasa de crecimiento y puede alcanzar rápidamente el canopy, provocando el sombreo de las especies nativas. En los sitios invadidos forma parches densos y muy sombreados, dificultando el establecimiento y crecimiento de otras especies. Esto ocasiona la exclusión de las especies nativas y la dominancia de *L. lucidum* (Dascanio et al., 1994; Fernández et al., 2020).

## 1.5 Antecedentes, hipótesis y objetivos de la tesis

Si bien el ligustro es una especie invasora de gran impacto a nivel global (Fernandez et al., 2020), su relación con los HMA y el rol de la simbiosis micorrícica en su establecimiento sólo ha sido estudiada hasta el momento por Borda et al. (2020; 2021) en el Bosque Chaqueño de las Sierras de Córdoba. Los autores reportaron cambios en la comunidad de HMA asociados a la invasión, que se reflejan principalmente en un aumento de la abundancia de familias de Glomeromycota consideradas resistentes a disturbios, como las Glomeraceae (Borda et al., 2020). Al mismo tiempo, un ensayo realizado en invernáculo demostró que la especie exótica tiene la capacidad de asociarse con HMA presentes tanto en el bosque nativo no invadido como en el bosque invadido, y que los cambios en la comunidad fúngica producidos por el establecimiento de la invasora benefician la simbiosis en esta especie (Borda et al., 2021).

Con respecto a las especies nativas, Irrazabal (2007) reportó que *C. tala* es hospedadora de HMA. Además, un ensayo de invernáculo demostró que esta especie resulta sensible a la fuente de inóculo fúngico recibida, ya que su grado de dependencia micorrícica varía significativa al emplear diferentes fuentes de inóculo de HMA, indicando una posible vulnerabilidad ante los potenciales cambios que podrían ocurrir a partir del establecimiento de *L. lucidum*. Con respecto a *S. buxifolia*, se han encontrado esporas de Glomeromycota en la rizósfera de esta especie (Irrazabal, 2007), pero no existen estudios que hayan evaluado su colonización micorrícica.

Hasta el momento el único relevamiento de HMA en boques de tala y coronillo fue realizado por Irrazabal (2007), que llevó a cabo un estudio de diversidad de Glomeromycota considerando sitios con diferentes grados de dominancia de especies nativas y sitios desmontados. Sin embargo, el efecto de la presencia de la especie exótica *L. lucidum* sobre la comunidad de Glomeromycota en estos bosques aún no ha sido explorado.

### 1.5.1 Hipótesis general

En base a los antecedentes expuestos, en la presente tesis se plantearon las siguientes hipótesis:

1. La invasión de *L. lucidum* en bosques de *C. tala* y *S. buxifolia* provoca cambios en la abundancia relativa de las especies de Glomeromycota, modificando la composición de la comunidad y la diversidad.
2. La especie invasora tiene la capacidad de asociarse con una o varias especies de HMA presentes en el bosque nativo y esta asociación desencadena un proceso de retroalimentación positiva, provocando un cambio en la comunidad de hongos mediante el aumento en la densidad de propágulos de ésta/s especie/s de HMA en detrimento de las demás y afectando negativamente a *C. tala*, cuya capacidad de asociarse con los HMA se ve disminuida.

### 1.5.2 Objetivo general

El objetivo general de este trabajo de tesis es describir y analizar el impacto del establecimiento de *L. lucidum* en talares de Magdalena sobre la estructura de las

comunidades de HMA así como el rol que tienen estos microorganismos en el establecimiento y avance de la invasión.

### 1.5.3 Objetivos particulares

Los objetivos 1 y 2 son descriptivos mientras que los objetivos 3 y 4 se desprenden de las hipótesis 1 y 2 respectivamente.

1. Describir y analizar estructuralmente los bosques sobre un gradiente creciente de abundancia relativa de *L. lucidum*, y determinar las consecuencias de la invasión sobre la comunidad arbórea y las propiedades edáficas.

2. Identificar las morfoespecies de Glomeromycota y describir la composición de la comunidad de HMA en los sitios de estudio a través del aislamiento de esporas presentes en el suelo y reproducción de propágulos fúngicos en plantas trampa.

3. Determinar y describir los cambios que ocurren en la comunidad de HMA a lo largo del gradiente de invasión, identificando los posibles cambios en la riqueza, diversidad y abundancia de las morfoespecies y familias de HMA relacionados con la invasión de *L. lucidum*.

4. Determinar el efecto que el establecimiento del ligustro ejerce sobre la interacción de las plántulas de *C. tala* y *L. lucidum* con los HMA presentes en el suelo del talar a través de un ensayo de invernáculo, utilizando fuentes de propágulos de HMA provenientes del bosque nativo y del bosque invadido por ligustro.

## 1.6 Estructura de la tesis

La presente tesis consta de seis capítulos y una discusión general. El **primer capítulo** consiste en una introducción general. En el **segundo capítulo** se caracterizan los sitios de muestreo utilizados –que consisten en transectas con un gradiente de dominancia de *L. lucidum*- a través de una descripción de la estructura forestal y las propiedades edáficas. En el **tercer capítulo** se reportan los taxa de Glomeromycota presentes en los sitios analizados identificados a partir de caracteres morfológicos de las esporas presentes en el suelo de muestras de campo y en un ensayo con plantas trampa. En el **cuarto capítulo** se



caracteriza a las comunidades de Glomeromycota a lo largo del gradiente de invasión y se propone analizar el efecto de la invasión sobre la abundancia relativa de las especies fúngicas, la riqueza específica, la diversidad y variabilidad. En el **quinto capítulo** se presenta un ensayo en el cual se evaluó la colonización y respuesta a la micorrización en estadios tempranos de crecimiento de la especie nativa *C. tala* y la especie invasora *L. lucidum* al ser inoculadas con suelo de sitios de bosque invadido y no invadido. Además, se identificaron las especies de Glomeromycota esporuladas al final del ensayo en los diferentes tratamientos. Por último, el **sexto capítulo** consiste en una discusión general de los resultados más relevantes surgidos de este estudio, resaltando posibles líneas futuras de investigación.

## CAPÍTULO 2

### **Estructura forestal y propiedades del suelo en talares con un gradiente de invasión de *Ligustrum lucidum*: cambios en la comunidad vegetal y disponibilidad de nutrientes**

## 2.1 Introducción

Los talares son una subunidad de la eco-región del Espinal (Cabrera, 1979) y constituyen una fisonomía boscosa dominada por *Celtis tala* y *Scutia buxifolia*. En la Reserva Natural El Destino, ubicada entre las localidades de Magdalena y Pipinas, se distinguen porciones de bosque en buen estado de conservación, sin embargo, en algunos sectores el bosque presenta distinto grado de invasión por especies exóticas, principalmente *Ligustrum lucidum* (Ribichich & Protomastro, 1998). Esta especie se establece en los talares formando manchones densos, dominando todos los estratos (Haene et al., 2003). Alcanza el estrato superior en un tiempo corto -alrededor de 10 años-, y genera una cobertura continua que supera la altura máxima que alcanzan las especies nativas (10 a 12 m), provocando una mortalidad elevada (Plaza Behr et al., 2016).

Actualmente la expansión de *L. lucidum* es el principal agente modificador de la estructura y dinámica de los talares. Franco et al. (2018) realizaron un estudio de la estructura forestal en sectores invadidos de los talares en la Reserva El Destino, ubicada dentro de la reserva de Biósfera mencionada anteriormente, y determinaron que el dosel de ligustro supera en altura al estrato arbóreo nativo y lo excede en densidad y área basal. En las zonas donde esta especie exótica ha logrado establecerse cerca del 80% de los árboles nativos se encuentran muertos, lo que indica un proceso de mortalidad avanzado muy superior al correspondiente a la dinámica natural de los talares, que representa alrededor de 20% (Goya et al., 1992). La distribución aleatoria de los ligustros de mayor diámetro y la falta de correlación entre su densidad y la de nativas indican que este cambio en la comunidad se inició con un establecimiento no selectivo de *L. lucidum* respecto de la estructura del bosque nativo. La expansión de la especie exótica se puede asociar con la mortalidad de las nativas, aparentemente como consecuencia del sombreado que provoca una exclusión competitiva por parte de la exótica al alcanzar el dosel (Hoyos et al., 2010). Los autores sostienen que *L. lucidum* se comporta como invasora en los talares, conduciendo a un cambio en la comunidad que tiende hacia el desplazamiento de las especies nativas y una dominancia de la especie exótica.

La modificación de las características químicas del suelo provocada por la invasión de especies vegetales ha sido ampliamente documentada (Knight et al., 2007; Liao et al.,

2008; Godoy et al., 2010). La toma de nutrientes por parte de las plantas, así como los exudados radicales y la hojarasca que producen, determinan a largo plazo la retención de nutrientes y su ciclado, afectando los ciclos de nutrientes en forma diferente a las especies nativas (Weidenhamer & Callaway, 2010). Muchas plantas invasoras tienen gran área foliar, alta concentración de nutrientes foliares y una tasa de crecimiento superior a las nativas (Hughes & Denslow, 2005; Hughes & Uowolo, 2006; Kueffer et al., 2008). En algunos casos, el aumento de la tasa de ciclado de nutrientes por parte de las exóticas puede jugar un rol importante en el éxito de la invasión (Enoki & Drake, 2017).

Diferentes estudios de comparación entre la composición y tasa de descomposición de la hojarasca de *L. lucidum* y especies nativas en ecosistemas invadidos han arrojado resultados contrastantes. En bosques ribereños de la provincia de Buenos Aires, la hojarasca producida por el ligustro tiene menor contenido de lignina y fenoles y presenta una tasa de descomposición mayor que las especies nativas (Marano et al., 2013). Del mismo modo, en un estudio llevado a cabo por Mitchell et al. (2011) la presencia de *L. lucidum* en bosques ribereños del sureste de Estado Unidos se asoció a un aumento en la disponibilidad de nitrógeno en el suelo. Por otro lado, estudios realizados en bosques de Uruguay (Farías et al., 2018) y el bosque Chaqueño (Furey et al., 2014) reportaron que la hojarasca de la especie invasora presenta una descomposición más lenta que las especies nativas, reduciendo la tasa de descomposición de todo el ecosistema. En el caso de las especies presentes en los talares se han llevado a cabo estudios acerca de la descomposición de la hojarasca por parte de hongos saprótrofos y se han reportado diferencias en su composición química (Saparrat, 2008; Aragón, 2014). Sin embargo, aún se desconoce el efecto que el establecimiento de la exótica puede tener sobre las propiedades edáficas.

## 21.1 Objetivos

En este capítulo se llevó a cabo una caracterización de la comunidad arbórea a lo largo de transectas con un gradiente de invasión de *L. lucidum* y se analizaron las propiedades físico-químicas del suelo en sitios con diferente grado de presencia de la especie exótica.

Los objetivos consistieron en:

- Describir estructuralmente el bosque en los sitios de estudio.
- Determinar los posibles cambios en las características edáficas de los talares asociadas a la invasión de *L. lucidum*.

## 2.2 Materiales y métodos

### 2.2.1 Área de estudio

El estudio se localizó en la estancia El Destino, ubicada en la Reserva de Biosfera "Parque Costero del Sur", entre las localidades de Magdalena y Punta Indio (35°11' S, 57°17' O) en la Provincia de Buenos Aires (Figura 2.1). El clima de la región presenta una temperatura media anual entre 15 y 17°C. Los valores de precipitación varían entre 850 y 1065 mm anuales, con máximos de ocurrencia durante el otoño y la primavera.

Los talares están restringidos a las áreas de relieve constituidas por depósitos cuaternarios de valvas de moluscos marinos (conchilla). Estos depósitos forman cordones paralelos a la costa y alternan con áreas de relieve negativo, con suelos arcillosos (intercordones), cubiertas por pastizales anegables (Arturi, 1997). Este sistema conforma una subunidad geomorfológica denominada llanura con cordones de playa, dentro de la unidad geomorfológica llanura baja (Cavallotto, 1995). Los suelos que se desarrollan sobre los cordones se clasifican como Rendoles. Estos cordones se elevan entre 1 y 2 m de altura respecto del nivel general del terreno y presentan suelos bien drenados, cuyo perfil está poco desarrollado, con un horizonte A1 de 20 cm de profundidad y textura franca con presencia de fragmentos gruesos de conchilla (Sánchez et al., 1976; Hurtado & Ferrer, 1988).

Los bosques pueden estar dominados por *C. tala*, por *S. buxifolia* o presentar codominancia de ambas especies (Goya et al., 1992). Además de las especies dominantes pueden hallarse *Jodina rhombifolia* (Hook. & Arn.) Reissek, *Schinus longifolius* (Lindl.) Speng., *Sambucus australis* Cham. & Schltdl., *Phytolacca dioica* L. y *Acacia caven* Molina como especies acompañantes. También se destaca por la presencia de la exótica *L. lucidum* (Ribichich & Protomastro, 1998; Plaza Berh et al., 2016; Franco et al., 2018).

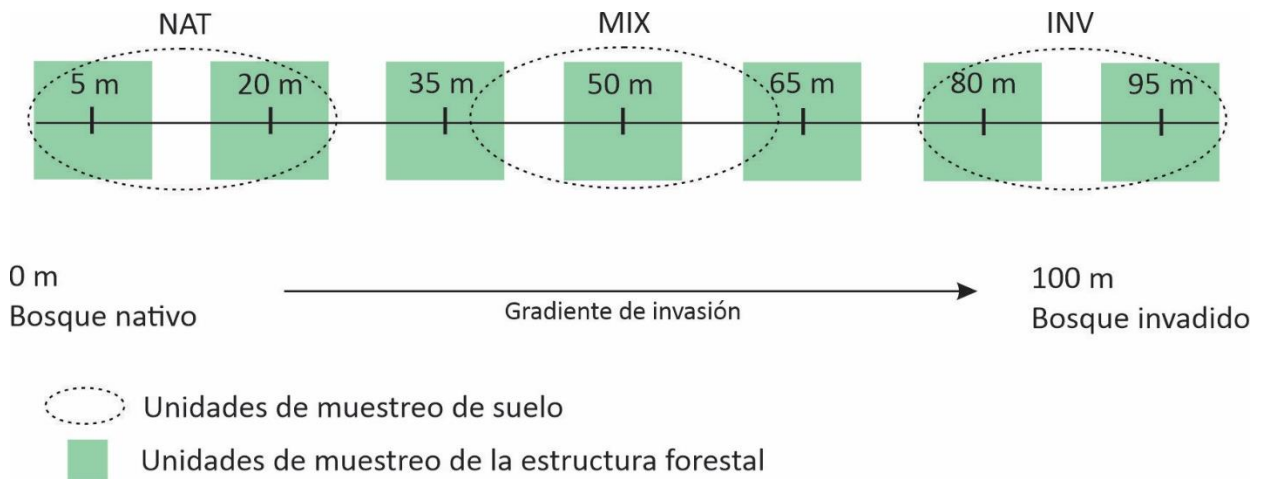
### 2.2.2 Diseño de muestreo

El muestreo se llevó a cabo en el año 2017 sobre tres transectas, tomadas como repeticiones, ubicadas en cordones que presentan un gradiente espacial en la proporción de *L. lucidum* en la estructura arbórea en dirección paralela al eje de los cordones (paralelos a la costa del Río de la Plata). A lo largo de dicho gradiente se establecieron, sobre las líneas de transecta de 100 m de longitud, las unidades de muestreo de la estructura forestal y el suelo. La estructura forestal se midió en parcelas cuadradas de 10 metros de lado con una separación de 5 metros entre sí, tomando un total de 7 parcelas por transecta. Las muestras de suelo fueron tomadas en tres sitios por transecta, cada uno representando tres situaciones con diferente proporción de las especies arbóreas: (NAT) bosque nativo de tala y coronillo, (MIX) bosque nativo con presencia de ligustro y (INV) bosque con dominancia de ligustro. En cada sitio se tomaron 5 submuestras de suelo de 0 a 20 y de 20 a 40 cm de profundidad, y se formó una muestra compuesta para cada profundidad. Las muestras se guardaron en bolsas de polietileno a 4°C. En total se analizaron 18 muestras (3 situaciones de vegetación x 3 repeticiones/transectas x 2 profundidades) (Figura 2.2).



Estancia El Destino

**Figura 2.1:** Localización del área de estudio



**Figura 2.2:** Distribución de las unidades de muestreo del suelo (sitios, línea punteada) y la estructura forestal (parcelas, verde) a lo largo de las transectas establecidas (NAT: bosque nativo, MIX: bosque mixto, INV: bosque invadido).

### 2.2.3 Caracterización estructural de la comunidad arbórea

En cada una de las parcelas definidas anteriormente para realizar la caracterización de la estructura forestal se registraron todos los individuos arbóreos, tanto vivos como muertos. Cada individuo se determinó a nivel de especie y se midió el diámetro a la altura del pecho (DAP). Los individuos con un perímetro menor a 5 cm se registraron como renovales. Con estos datos se calculó para cada especie el área basal ( $m^2/ha$ ) y densidad (individuos/ha). La densidad se utilizó para calcular el índice de diversidad de Shannon-Wiener (H) y el índice de equitatividad de Pielou. En cada parcela se cuantificó la riqueza específica (S), como el número total de especies encontradas.

### 2.2.4 Análisis de suelo

Los análisis de suelo se realizaron en el laboratorio perteneciente a la Cátedra de Edafología de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales de la Universidad Nacional de La Plata. Las muestras fueron homogeneizadas manualmente, eliminando piedras y restos vegetales, y secadas en estufa a 40°C hasta peso constante. Luego se pasaron por un tamiz de 2 mm y se almacenaron a temperatura ambiente hasta su análisis.

Las variables químicas determinadas fueron:

- pH actual en agua (pH): se midió mediante determinación potenciométrica en una solución suelo:agua en proporción 1:2,5 (SAMLA, 1995).
- Capacidad de intercambio catiónico (CIC) y bases de intercambio: se realizó una extracción con acetato de Amonio ( $NH_4 COO-CH_3$ ) 1N pH7 (SAMLA. SAGPyA, 2004) seguida de la determinación de CIC por destilación microKjeldahl, Calcio, ( $Ca^{++}$ ) y Magnesio ( $Mg^{++}$ ) por complejometría con EDTA (ácido etilen-diamino tetraacético) y Sodio ( $Na^+$ ) y Potasio ( $K^+$ ) por fotometría de llama.
- Conductividad eléctrica (CE): fue determinada con un conductímetro digital marca Digicom modelo 2006, sobre un extracto obtenido de una pasta saturada de suelo y agua destilada, de acuerdo con lo descripto en Rhoades (1999) y en el (SAMLA SAGPyA, 2004).



- Fósforo (P): fue cuantificado por la metodología de Bray Kurtz N°1 (IRAM-SAGPyA, 2010).
- Carbono Orgánico: fue cuantificado por la metodología de Walkley & Black (1934) y la Materia Orgánica (MO) multiplicando por el factor 1,724 x C (%).
- Nitrógeno total (N): fue determinado por el método de (Kjeldhal) citado por Bremner & Mulvaney (1982).
- Fracciones texturales: se determinaron usando el método del hidrómetro de Bouyoucos (1962).

Todas las variables mencionadas fueron medidas a 0-20 y 20-40 cm de profundidad, con excepción del fósforo, que fue medido sólo a 0-20 cm de profundidad. La toma de muestras en dos capas se recomienda para caracterizar suelos en ecosistemas dominados por árboles, ya que en allí se encuentra el mayor desarrollo de raíces (Buduba, 2004). Además, esta metodología de muestreo permite caracterizar el contenido de los nutrientes tanto móviles como inmóviles. La MO, el N y el P normalmente se miden en la capa superior del suelo (0-20 cm), ya que es la profundidad donde se encuentran en mayor concentración o ejercen una mayor influencia. Los nutrientes móviles, como el N-Nitrato, presentan una gran variabilidad en profundidad, por lo que es conveniente que la muestra cubra hasta los 40 cm de profundidad (Aloé & Toribio, 2007).

### 2.2.5 Análisis estadístico

Con los valores de abundancia y área basal de la vegetación se realizó un análisis de correlación de Pearson. Con el objetivo de determinar diferencias entre parcelas se realizaron ANOVAs simples con los datos de área basal total, abundancia total, abundancia de individuos muertos, abundancia de renovales e índices de diversidad y riqueza, mientras que para la variable individuos muertos de *L. lucidum* se realizó un ANOVA no paramétrico Kruskal-Wallis. Para aquellas determinaciones que mostraron diferencias significativas entre tratamientos se realizó un test de Tukey. La normalidad y homocedasticidad de varianzas fueron comprobadas con los tests de Shapiro-Wilks y Levene.

Para determinar diferencias en las características edáficas entre las tres situaciones de vegetación los datos físico-químicos de suelo se sometieron a un ANOVA. Para las variables pH, CIC, CE, MO, P, K, Na, Mg, arena, limo y arcilla se realizó un ANOVA, mientras que para la variable N se utilizó un ANOVA no paramétrico Kruskal-Wallis. Para aquellas determinaciones que mostraron diferencias significativas entre tratamientos se realizó un test de Tukey.

Para analizar la relación entre las propiedades edáficas y la vegetación se realizaron análisis de correspondencia canónica (ACC). Se utilizó el área basal de las especies arbóreas y las variables fueron transformadas con  $\text{Log}_{10}$ .

En todos los análisis se utilizó un nivel de significancia de  $\alpha=0,05$ . Los datos fueron procesados con Infostat versión 2016 (Di Renzo et al. 2016) y MVSP versión 3.1 (Kovach, 1999).

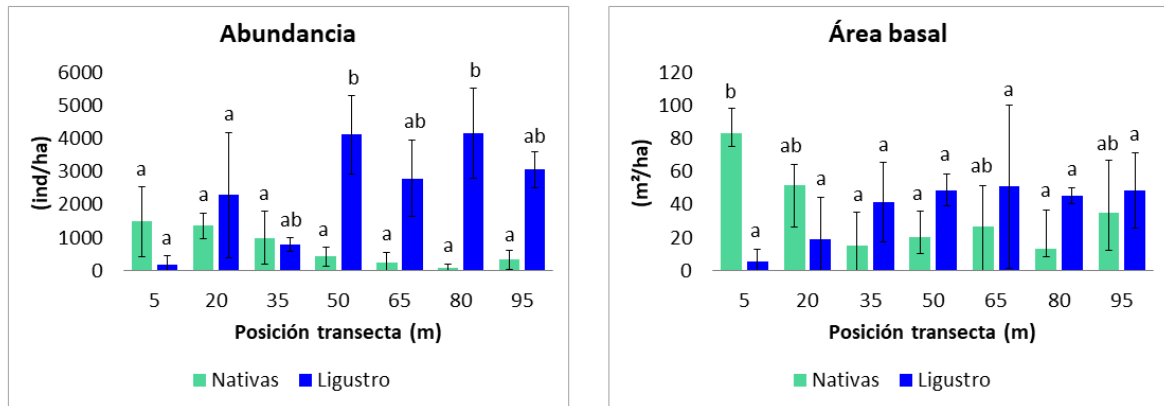
## 2.3 Resultados

### 2.3.1 Caracterización estructural de la comunidad arbórea

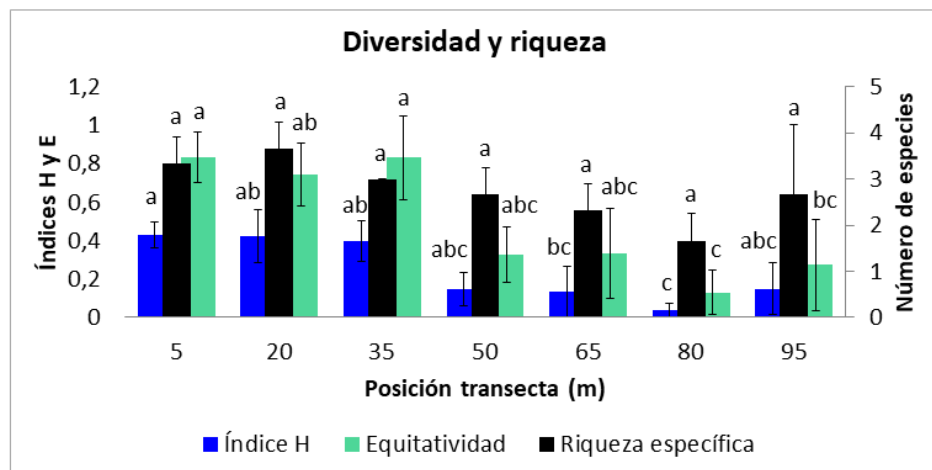
Los resultados obtenidos de los censos de vegetación arbórea se muestran en la Figura 2.3. En los extremos de bosque nativo de las transectas analizadas se registraron principalmente ejemplares de *C. tala*, *S. buxifolia* y *J. rhombifolia*, y escasos ejemplares de ligustro. En las parcelas intermedias fueron relevados una mayor cantidad de ejemplares de ligustro sobre el de las especies nativas, tratándose en algunos casos de fustes muertos de tala y coronillo. En las parcelas correspondientes a los extremos invadidos de las transectas se registraron mayoritariamente ejemplares de ligustro, acompañados de escasos árboles nativos de gran porte y fustes muertos de especies nativas. La abundancia de *L. lucidum* mostró una correlación negativa con el área basal de *C. tala* ( $r=-0,57$   $p=0,0067$ ), la abundancia de *J. rhombifolia* ( $r=-0,52$   $p=0,0165$ ) y la abundancia de *S. buxifolia* ( $r=-0,49$   $p=0,0238$ ) (Anexo - Tabla suplementaria 1). Tanto la abundancia total de individuos como el área basal total no mostraron diferencias entre las parcelas ( $F=2,74$   $p=0,0566$ ;  $F=0,48$   $p=0,8155$  respectivamente).

El índice de diversidad de Shannon-Wiener y el índice de equitatividad mostraron una disminución a lo largo de las transectas, tomando valores mayores en las parcelas con vegetación nativa y valores menores en aquellas con mayor presencia de *L. lucidum* ( $F=7,38$   $p=0,001$ ;  $F=84$   $p=0,0008$  respectivamente). La riqueza específica no mostró diferencias entre parcelas (Figura 2.4).

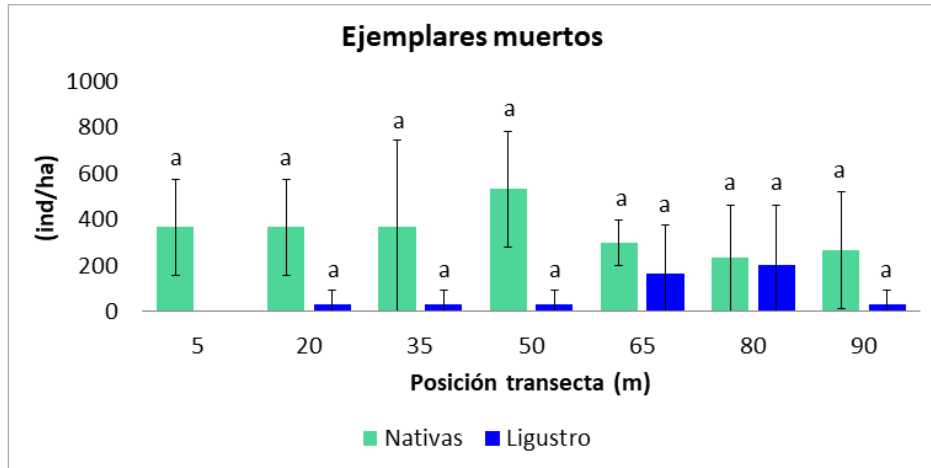
En 20 de las 21 parcelas analizadas se registraron ejemplares de árboles nativos muertos, mientras que sólo en 8 parcelas se encontraron ejemplares de ligustro muertos. Ninguna de estas variables mostró diferencias entre parcelas, indicando una mortalidad uniforme a lo largo de las transectas ( $F=0,48$   $p=0,8132$ ;  $h=4,808$   $p=0,568$  respectivamente). No se encontraron valores de correlación significativa entre la abundancia de nativas y ligustro muertos con la abundancia de la especie invasora. Sin embargo, se registró una correlación positiva entre la abundancia de nativas muertas y la abundancia de renovales de *L. lucidum* ( $r=0,53$ ,  $p=0,0142$ ) (Figura 2.5, Anexo - Tabla suplementaria 1). En todas las transectas se encontraron renovales de *L. lucidum*, cuya abundancia no mostró diferencias significativas entre parcelas ( $F=1,38$ ,  $p=0,2871$ ). Por otro lado, en ninguna de las parcelas se registraron renovales de especies nativas (Figura 2.6).



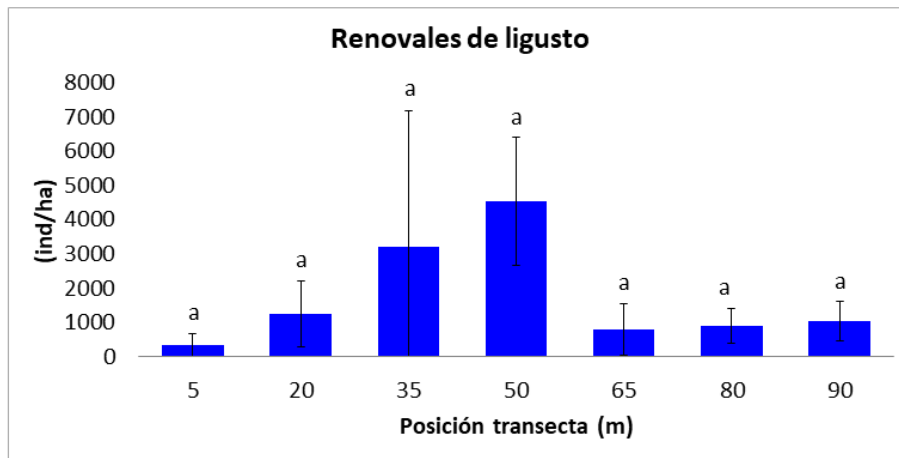
**Figura 2.3:** Medias y desvíos de la abundancia (individuos/ha) y área basal (m<sup>2</sup>/hectárea) de árboles nativos (*Celtis tala*, *Scutia buxifolia* y *Jodina rhombifolia*) y de *Ligustrum lucidum* a lo largo de un gradiente de invasión en transectas de 100 metros. Letras diferentes indican diferencias significativas.



**Figura 2.4:** Medias y desvíos de los índices de diversidad de Shannon (H), equitatividad y riqueza específica de especies arbóreas a lo largo de un gradiente de invasión en transectas de 100 metros. Letras diferentes indican diferencias significativas.



**Figura 2.5:** Medias y desvíos de la abundancia (individuos/ha) de árboles nativos (*Celtis tala*, *Scutia buxifolia* y *Jodina rhombifolia*) y de *Ligustrum lucidum* muertos a lo largo de un gradiente de invasión en transectas de 100 metros. Letras diferentes indican diferencias significativas.



**Figura 2.6:** Medias y desvíos de la abundancia (individuos/ha) de ejemplares de *Ligustrum lucidum* con perímetro a la altura del pecho menor a 5 cm a lo largo de un gradiente de invasión en transectas de 100 metros. Letras diferentes indican diferencias significativas.

### 2.3.2 Propiedades del suelo

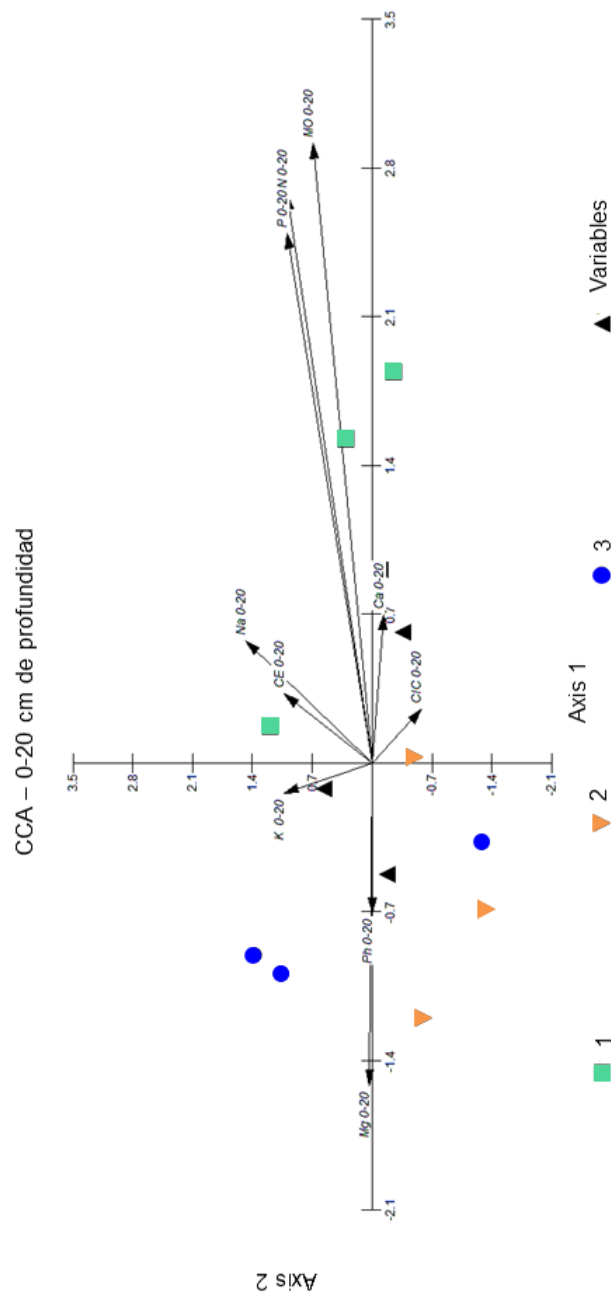
El análisis de suelo mostró que todos los sitios presentan características texturales similares, arena  $83,8\% \pm 2,56$ , limo  $11,9\% \pm 3,16$ , arcilla  $4,05\% \pm 1,08$ , correspondientes a un suelo franco arenoso. Los análisis químicos mostraron pH alcalino, salinidad moderada a alta, CIC alta y una saturación fuerte de  $\text{Ca}^{++}$  para todos los sitios (Tabla 2.1). Se encontraron diferencias significativas entre las tres situaciones de vegetación en el contenido de MO a los 0-20 cm y 20-40 cm de profundidad ( $p=0,0008$  y  $p=0,0019$  respectivamente) y en la concentración de N a ambas profundidades ( $p<0,0001$  y  $p<0,0001$  respectivamente). Estas variables mostraron una tendencia decreciente en relación a la invasión de ligustro. El fósforo mostró la misma tendencia, pero las diferencias entre sitios no fueron significativas ( $p= 0,098$ ).

En las figuras 2.7 y 2.8 se presentan los análisis de correspondencia canónica que relaciona las propiedades del suelo y la estructura de la vegetación. El primer eje separó a las parcelas con presencia de *L. lucidum* (MIX e INV) en la mitad negativa del eje, de las parcelas con vegetación nativa (NAT) en la mitad positiva. Los valores de correlación de las especies vegetales y variables edáficas con los ejes de los ACC se muestran en la tabla 2.2. En el ACC para 0-20 cm de profundidad las variables P, MO y N se asociaron a las muestras de las parcelas NAT, contribuyendo con valores positivos al primer eje, mientras que las variables pH y  $\text{Mg}^{++}$  se asociaron a las parcelas MIX e INV, contribuyendo con valores negativos a dicho eje. Por otro lado, en el análisis de 20-40 cm de profundidad, la variable MO mostró una asociación con las parcelas NAT, mientras que MIX e INV no mostraron asociaciones claras con ninguna de las variables.

**Tabla 2.1:** Análisis de suelo de 0 a 20 cm y de 20 a 40 cm de profundidad para tres situaciones contrastantes de vegetación (bosque nativo, bosque mixto y bosque invadido). Los valores son medias  $\pm$  desvío estándar.

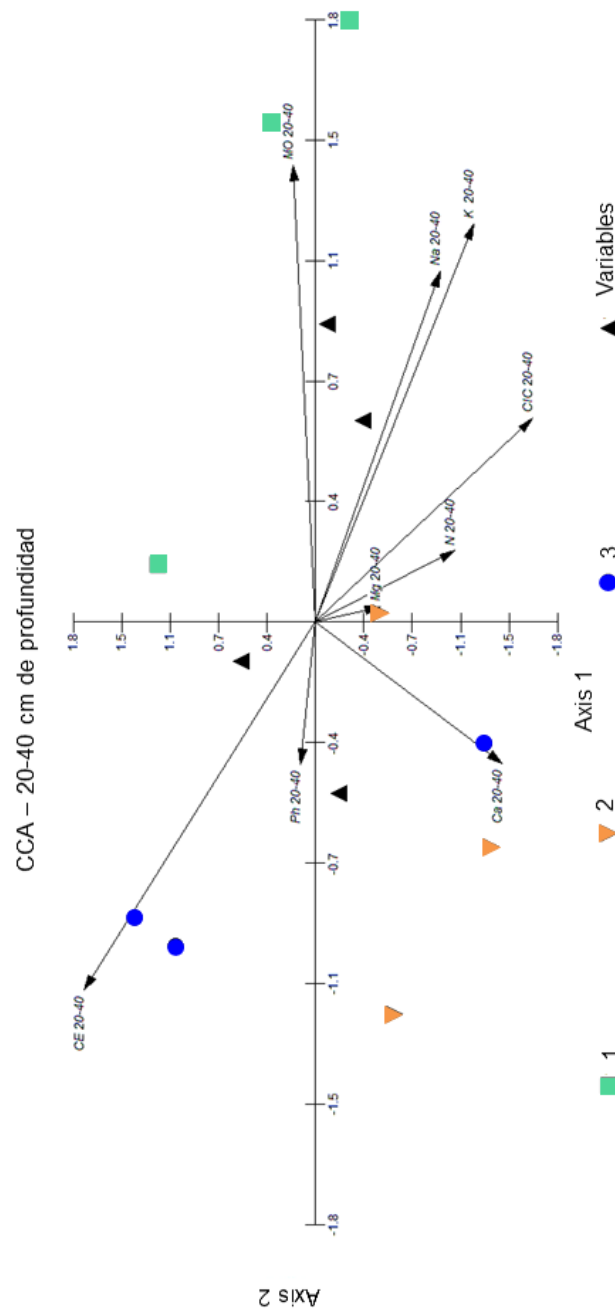
	Determinaciones	Bosque nativo	Bosque mixto	Bosque invadido
<b>0 a 20 cm</b>	pH (1:1,25 suelo:agua)	7,62 $\pm$ 0,18	7,86 $\pm$ 0,30	7,66 $\pm$ 0,40
	CE ( $\mu$ S/m)	835,33 $\pm$ 159,20	784,33 $\pm$ 247,70	724,33 $\pm$ 238,11
	CIC (meq/100g de suelo)	21,2 $\pm$ 5,35	19,27 $\pm$ 4,05	24,23 $\pm$ 6,71
	MO(%)	8,04 $\pm$ 1,4 <sup>b</sup>	3,72 $\pm$ 0,09 <sup>a</sup>	3,61 $\pm$ 0,18 <sup>a</sup>
	N (%)	0,50 $\pm$ 0,01 <sup>c</sup>	0,27 $\pm$ 0,02 <sup>b</sup>	0,21 $\pm$ 0,01 <sup>a</sup>
	P (ppm)	5,66 $\pm$ 0,58	3,67 $\pm$ 2,08	2,67 $\pm$ 1,15
	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	2,10 $\pm$ 1,05	1,07 $\pm$ 0,01	3,70 $\pm$ 0,46
	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	0,47 $\pm$ 0,06	0,2 $\pm$ 0,1	0,50 $\pm$ 0,01
	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	24,60 $\pm$ 6,46	27,23 $\pm$ 4,95	19,03 $\pm$ 10,11
	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	10,83 $\pm$ 1,44	14,13 $\pm$ 1,44	13,4 $\pm$ 2,49
<b>20 a 40 cm</b>	pH (1:1,25 suelo:agua)	7,79 $\pm$ 0,12	8,01 $\pm$ 0,12	7,76 $\pm$ 0,35
	CE ( $\mu$ S/m)	382,33 $\pm$ 5,03	390,67 $\pm$ 50,87	616,67 $\pm$ 280,30
	CIC (meq/100g de suelo)	3,85 $\pm$ 0,41	3,33 $\pm$ 0,24	2,4 $\pm$ 0,10
	MO (%)	0,25 $\pm$ 0,01 <sup>b</sup>	0,35 $\pm$ 0,01 <sup>b</sup>	0,14 $\pm$ 0,00 <sup>a</sup>
	N (%)	1,43 $\pm$ 0,78 <sup>c</sup>	1,43 $\pm$ 0,64 <sup>b</sup>	0,50 $\pm$ 0,26 <sup>a</sup>
	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	0,40 $\pm$ 1,73	0,37 $\pm$ 0,23	0,17 $\pm$ 0,06
	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	18,07 $\pm$ 2,35	23,30 $\pm$ 1,9	21,37 $\pm$ 1,37
	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	13,77 $\pm$ 4,46	16,27 $\pm$ 3,61	10,03 $\pm$ 0,55
Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	14,33 $\pm$ 1,12	14,30 $\pm$ 0,89	14,10 $\pm$ 2,07	

Las filas sombreadas corresponden a variables que mostraron diferencias entre sitios. Letras distintas indican diferencias significativas. NAT= bosque nativo, MIX= bosque mixto de especies nativas y *Ligustrum lucidum*, INV= bosque invadido con predominancia de *L. lucidum*.



**Figura 2.7:** Análisis de correspondencia canónica que relacionan las propiedades del suelo entre 0 y 20 cm de profundidad con el área basal ( $m^2/ha$ ) de las especies arbóreas presentes en parcelas con tres situaciones contrastantes de vegetación. 1= bosque nativo, 2= bosque mixto de especies nativas y *Ligustrum lucidum*, 3= bosque invadido con predominancia de *L. lucidum*. Varianza explicada: 95,372%





**Figura 2.8:** Análisis de correspondencia canónica que relaciona las propiedades del suelo entre 20 y 40 cm de profundidad con el área basal ( $m^2/ha$ ) de las especies arbóreas presentes en parcelas con tres situaciones contrastantes de vegetación. NAT= bosque nativo, MIX= bosque mixto de especies nativas y *Ligustrum lucidum*, INV= bosque invadido con predominancia de *L. lucidum*. Varianza explicada: 95,372%

**Tabla 2.2:** Porcentaje de contribución de las propiedades del suelo a los ejes de los análisis de correspondencia canónica que relacionan las propiedades del suelo entre 0 y 20 cm de profundidad y entre 20 y 40 cm de profundidad con el área basal (m<sup>2</sup>/ha) de las especies arbóreas.

Factores	0-20 cm de profundidad		20-40 cm de profundidad	
	Eje 1	Eje 2	Eje 1	Eje 2
MO	0,887	0,21	0,541	0,065
Nt	0,814	0,303	0,084	-0,412
K <sup>+</sup>	-0,043	0,315	0,472	-0,468
Na <sup>+</sup>	0,175	0,45	0,416	-0,367
Ca <sup>++</sup>	0,213	-0,041	-0,168	-0,552
Mg <sup>++</sup>	-0,461	0,009	0,018	-0,191
CIC	0,077	-0,176	0,241	-0,64
pH	-0,214	-0,002	-0,169	0,043
CE	0,098	0,312	-0,437	0,682
P	0,758	0,303	-	-

## 2.4 Discusión

En este capítulo se caracterizó la estructura forestal a lo largo de un gradiente de invasión de *L. lucidum* en los talaes. Además, se midieron las propiedades edáficas en sitios con diferentes proporciones de la especie invasora y se encontró que algunas de las propiedades químicas del suelo mostraron variaciones a lo largo del gradiente analizado.

La presencia de *L. lucidum* mostró una correlación negativa con el área basal y la abundancia de *C. tala*, *S. buxifolia* y *J. rhombifolia*, indicando que existe un desplazamiento de las especies nativas provocado por la presencia de la invasora. Asimismo, los resultados obtenidos indicaron una correlación positiva entre la abundancia de árboles nativos muertos y la abundancia de renovales de *L. lucidum*. Estudios realizados en otros bosques invadidos por esta especie indicaron que el desplazamiento de árboles nativos en los sitios dominados por *L. lucidum* se relacionan principalmente con el sombreado producido por esta especie, que perjudica tanto la regeneración como el crecimiento de otras (Plaza Berh et al., 2016; Fernandez 2020).

Es importante destacar que incluso en los sitios de vegetación predominantemente nativa se registraron algunos ejemplares adultos, así como renovales, de la especie invasora. Esto indica que la dispersión de *L. lucidum* es un proceso dinámico que avanza sobre la vegetación nativa en estos bosques. La distribución de los renovales de *L. lucidum*, que se encontraron tanto en sitios con vegetación nativa como en sitios invadidos se debe a la capacidad de esta especie para germinar y sobrevivir en un amplio rango de condiciones ecológicas, incluyendo diferentes grados de sombreado (Aragón & Groom, 2003). La ausencia de renovales de especies nativas a lo largo de las transectas analizadas coincide con lo señalado por Arturi y Goya (2004), quienes indicaron que la regeneración de las especies dominantes de los talares se encuentra limitada por factores competitivos con los árboles adultos incluso en el bosque libre de ligustro. Es probable que la presencia de la especie invasora refuerce este efecto debido a su capacidad para superar en altura en el dosel a las especies nativas y reducir su acceso a la luz (Plaza Behr et al., 2016).

Los resultados obtenidos coinciden con lo reportado por Franco et al. (2018) en un estudio realizado en sitios cercanos de la Reserva el Destino, en el que determinaron que *L. lucidum* se comporta como invasora en los talares y, debido a las ventajas competitivas que tiene sobre las especies arbóreas nativas, su expansión conduce a una situación crítica, donde la comunidad tiende a cambiar hacia la dominancia de la exótica y la exclusión de las nativas. De acuerdo con esto, el índice de diversidad H y el índice de equitatividad de especies arbóreas mostraron una tendencia a disminuir a medida que aumentó la presencia de *L. lucidum* en las parcelas estudiadas.

Con respecto a los resultados obtenidos en el análisis de las propiedades edáficas, considerando que los sitios no presentaron diferencias en su composición textural, es posible inferir que las variaciones en las propiedades químicas se deben a las diferencias en la vegetación y las características asociadas a estos cambios –como el sombreado provocado por el dosel, que modifica la intensidad de la luz y la humedad del suelo- (Koutika et al., 2007). La presencia de ligustro determinó una disminución en los contenidos de MO en el suelo, y esta variable edáfica se asoció positivamente con los sitios de vegetación nativa en los ACC (Figuras 2.7 y 2.8). La materia orgánica proviene de la descomposición de la hojarasca, y se constituye tanto de material vegetal como de biomasa microbiana y

compuestos microbianos generados en las etapas tempranas de los procesos de descomposición. Por lo tanto, todos los factores que actúan sobre la actividad de los microorganismos descomponedores, como la cantidad y calidad del sustrato, el clima, el pH y la disponibilidad de N pueden afectar el contenido de MO en el suelo (Cotrufo et al., 2013). Hasta el momento no se han realizado comparaciones entre la tasa de descomposición de *L. lucidum* y las especies nativas del talar en situación de campo. Algunas investigaciones han demostrado que ciertas especies de árboles invasores producen hojarasca cuya tasa de descomposición es mayor que la de las especies nativas (Liao et al., 2008), sin embargo, existen estudios que han mostrado resultados opuestos (Knight et al., 2007; Godoy et al., 2010), por lo que no es posible hacer generalizaciones al respecto. Por otro lado, Aragón et al. (2014) propusieron que *L. lucidum* podría tener una fuerte influencia en el contenido de MO en el suelo de las yungas, no sólo debido a la composición de su hojarasca, sino también a la reducción de la disponibilidad de luz en el suelo asociada a su establecimiento.

El contenido de N mostró la misma tendencia que la MO, siendo menor en los sitios con presencia de la especie invasora. Estos resultados coinciden por lo señalado por Borda et al. (2020) en bosques serranos de Córdoba, donde la disponibilidad de N disminuye en sitios invadidos por ligustro. Se ha reportado que el contenido de N en la hojarasca de *C. tala* es de alrededor de 1% y su relación C:N es igual a 27 y en *S. buxifolia* es del 2%, con una relación C:N de 17 (Saparrat et al., 2008), mientras que Aragón et al. (2014) registraron un contenido de N de 0.82% en *L. lucidum* y una relación C:N de 53,72. La concentración de N total en el suelo se relaciona positivamente con el contenido de N de la hojarasca (Jo et al. 2017). Las diferencias en la composición de la hojarasca de las especies estudiadas explicarían los distintos valores observados en el contenido de N del suelo bajo los tipos de vegetación estudiados -disminuye a medida que aumente la proporción de ligustro, que tiene menor contenido de N en su hojarasca-, y sería uno de los factores claves en la disponibilidad de este nutriente.

El contenido de P en el suelo mostró la misma tendencia que la MO y el N, siendo menor en los sitios con presencia de *L. lucidum* y asociándose positivamente a los sitios de vegetación nativa en el ACC de 0 a 20 cm de profundidad (Figura 2.7). El contenido de P en

el suelo es producto de la mineralización de MO. Al igual que en el caso del N, la toma y retención de P por parte de la vegetación por unidad de área en los sitios MIX e INV sería la causa de la disminución en la disponibilidad de este nutriente en el suelo. La reducción en la concentración de P extraíble en los sitios invadidos podría ser el resultado de una alta productividad de biomasa subterránea por parte del ligustro (Chapuis-Lardy et al., 2006; Dassonville et al., 2008).

Para comprender mejor los efectos del establecimiento de una especie exótica sobre el ciclo de nutrientes en el suelo es necesario considerar una amplia variedad de elementos, como la cantidad y calidad de la hojarasca, la productividad, desarrollo de raíces finas, producción de exudados radicales, interacción con la comunidad de microorganismos del suelo, efecto sobre las condiciones microclimáticas tanto para la especie invasora como las nativas, entre otros. En el caso de *L. lucidum* y las especies de árboles nativos del talar aún falta profundizar sobre algunos de estos factores. Es posible que la tasa de crecimiento de la especie exótica, vinculada a una alta eficiencia en la toma de nutrientes, así como las diferencias en la composición de la hojarasca de las especies presentes en los sitios de estudio sean factores relevantes que contribuyen a las modificaciones observadas.

## 2.5 Conclusiones

Los resultados obtenidos indican que la composición y diversidad de los talares en los sitios estudiados se ven afectadas por la presencia de *L. lucidum*, cuya expansión determina importantes modificaciones en la estructura forestal. La presencia de esta especie exótica se asocia a un desplazamiento de las especies nativas y pérdida de biodiversidad. Además, la distribución de renovales de *L. lucidum* indica que este proceso de invasión se encuentra actualmente en pleno avance sobre el bosque nativo.

El cambio en la vegetación se ve acompañado por alteraciones en la composición química y disponibilidad de nutrientes del suelo. Los mecanismos que subyacen este efecto son complejos y la bibliografía disponible no permite hacer afirmaciones concretas.

## CAPÍTULO 3

### Comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares en talares con presencia de la especie invasora *Ligustrum lucidum*

### 3.1 Introducción

Los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) son un importante recurso genético microbiológico para el funcionamiento de los ecosistemas terrestres, ya que cumplen un rol fundamental en el mantenimiento de la estabilidad y la diversidad de las comunidades vegetales (van der Heijden & Sanders, 2002; Horn et al., 2017; Zhou 2018). En este sentido, el estudio de su diversidad y distribución en diferentes ecosistemas ha recibido creciente interés en las últimas décadas (Turrini & Giovanetti, 2012). La biogeografía de este grupo de hongos también ha cobrado relevancia, enfocándose principalmente en los factores que condicionan la distribución de las especies de Glomeromycota en los ecosistemas terrestres, tanto a escala global como local (Sturmer et al., 2018).

La mayoría de las especies de HMA son de distribución cosmopolita y presentan un bajo porcentaje de endemismos (Davison et al., 2015). Sin embargo, Soteras et al. (2019) demostraron que las comunidades de HMA muestran diferencias a escalas tanto macro como microambientales, diferenciándose a nivel de las comunidades vegetales, los sitios de muestreo, y las plantas hospedadoras. Además, las distintas familias de Glomeromycota exhiben diferentes grados de sensibilidad a los factores que actúan en estas escalas. En ecosistemas tropicales y templados la composición de las comunidades de HMA difiere según la latitud, precipitaciones y temperaturas (Davison et al., 2015). Por otra parte, a escalas menores los factores que más afectan a las comunidades de HMA son las propiedades edáficas (Smith & Read, 2008) y las especies de plantas hospedadoras (Soteras et al., 2016).

La taxonomía tradicional en el phylum Glomeromycota se basa principalmente en la morfología y ontogenia de las esporas. Las estructuras intraradicales del hongo, como los arbusculos y vesículas, son considerados irrelevantes taxonómicamente (Morton & Benny, 1990). Las esporas son células individuales multinucleadas que se forman principalmente en la parte apical de hifas esporógenas del micelio extra-radical y funcionan como reserva de lípidos y como propágulos. Algunos caracteres utilizados para la determinación de las esporas son el tamaño, color, forma, la formación de esporocarpos, características de la

pared (número y grosor de capas, reacción con iodo, ornamentaciones) y la morfología de la hifa sustentora o del sáculo esporífero (Błaszowski, 2012).

Con respecto a la sistemática de los HMA, actualmente existen tres sistemas de clasificación principales. Uno de ellos es la clasificación propuesta por Redecker et al. (2013) y Schüßler y Walker (2010) (disponible en <http://www.amf-phylogeny.com/amphylotaxonomy.html>). Esta clasificación ubica a los HMA dentro del phylum Glomeromycota y la clase Glomeromycetes, con cuatro órdenes, 12 familias, 44 géneros y alrededor de 334 morfoespecies. Otro sistema de clasificación es el propuesto por Błaszowski (2012), que reconoce tres clases, cinco órdenes, 16 familias y 41 géneros con aproximadamente 300 morfoespecies. El tercer sistema de clasificación de HMA es el elaborado por Öpik et al. (2010), basado en taxa virtuales. Este sistema reconoce la existencia de 350-1000 taxa definidos molecularmente.

En estudios de diversidad, el análisis de comunidades de HMA se basa tradicionalmente en el aislamiento e identificación de las esporas presentes en el suelo. Las esporas colectadas en el campo permiten caracterizar a la comunidad fúngica en base a la abundancia y diversidad de especies que se encuentran esporuladas en esas condiciones ambientales (Błaszowski, 2012). Sin embargo, una gran cantidad de especies de Glomeromycota producen esporas estacionalmente, lo que constituye una limitación para este método. Por este motivo, la estimación morfológica de la diversidad de HMA habitualmente se complementa con la inducción de la esporulación en cultivos con plantas trampa (Brundrett et al., 1999).

En Argentina, se han realizado numerosos análisis de diversidad de HMA tanto en sistemas naturales como agrícolas (Cofré et al., 2019). Entre los ecosistemas boscosos donde se ha estudiado la diversidad de Glomeromycota se encuentran el bosque chaqueño (Sagadin et al., 2018), bosques de *Alnus acuminata* en las yungas (Becerra et al., 2009; Becerra et al., 2011), bosques de *Polylepis australis* en las sierras de Córdoba (Menoyo et al., 2009; Soteras et al., 2016), bosques serranos de las sierras de Córdoba (Borda et al., 2020), bosques en galería y palmar de *Butya yatay* en el Parque Nacional El Palmar en Entre Ríos (Velázquez et al., 2011). Hasta el momento el único relevamiento de HMA en bosques de tala y coronillo fue realizado por Irrazabal (2007), que llevó a cabo un estudio de diversidad de



Glomeromycota considerando sitios con diferentes grados de dominancia de ambas especies nativas y sitios desmontados. El efecto de la presencia de la especie exótica *L. lucidum* así como otras especies no nativas sobre la comunidad fúngica en estos bosques aún no ha sido explorado.

### 3.1.1 Objetivo

El objetivo de este capítulo consistió en identificar las morfoespecies de Glomeromycota y describir la composición de la comunidad de HMA en los sitios de estudio a través del aislamiento de esporas presentes en el suelo y reproducción de propágulos fúngicos en plantas trampa.

## 3.2 Materiales y métodos

### 3.2.1 Muestreo

El muestreo se llevó a cabo sobre las tres transectas descritas en el capítulo 2. A lo largo de dichas transectas de 100 m de longitud se establecieron las unidades de muestreo del suelo (sitios). Se realizaron dos muestreos independientes, uno destinado a la determinación y conteo de esporas de HMA, y otro a la reproducción de HMA en un ensayo con plantas trampa.

Para la toma de muestras destinadas a la determinación y conteo de esporas, se establecieron sitios de muestreo con una separación de 5 m entre sí, dando como resultado 20 sitios por transecta. En cada sitio se tomaron 5 submuestras de suelo a 15 cm de profundidad y se formó una muestra compuesta. Las muestras se guardaron en bolsas de polietileno a 4 °C hasta su procesamiento, y fueron empleadas para determinar y contabilizar las esporas de HMA presentes en los sitios de estudio. El muestreo fue realizado en abril de 2016 y repetido en abril de 2017. En total se analizaron 120 muestras (20 sitios x 3 transectas x 2 años).

Para la toma de muestras destinadas al ensayo con plantas trampa se seleccionaron tres situaciones contrastantes a lo largo de las transectas: bosque nativo (NAT), bosque mixto con presencia de especies nativas y *L. lucidum* (MIX) y bosque invadido con predominancia de *L. lucidum* (INV) (Figura 3.1). El muestreo fue realizado abril de 2017, en

simultáneo al segundo muestreo de esporas. En total se tomaron 9 muestras (3 sitios x 3 transectas). Este ensayo se describe a continuación.



**Figura 3.1:** Distribución de las unidades de muestreo del suelo (sitios) destinado al aislamiento de esporas de hongos micorrícicos arbusculares (verde) y a la reproducción en el ensayo con plantas trampa (línea punteada) a lo largo de las transectas establecidas (NAT: bosque nativo, MIX: bosque mixto, INV: bosque invadido).

### 3.2.2 Ensayo con plantas trampa

Con la finalidad de promover la formación de esporas de especies de HMA que podrían no haberse detectado en el muestreo a campo se realizó un experimento con plantas trampa de 12 meses de duración que inició en abril de 2017. Para la construcción de los cultivos trampa se utilizaron conjuntamente plántulas de *Lolium perenne* L. y *Trifolium pratense* L. Estas especies son frecuentemente usadas como plantas hospedadoras de HMA. Además, el consorcio de plantas trampa es más efectivo que especies individuales para la reproducción de HMA. Para cada una de las situaciones muestreadas (NAT, MIX e INV) y sus tres repeticiones (transectas) se formularon tres macetas de cultivo trampa (3 sitios x 3 transectas x 3 cultivos trampa= 27 macetas trampa).

Se utilizaron macetas de 1,5 L. El sustrato consistió en una mezcla de suelo:perlita:vermiculita estéril en relación 1:1:1 v/v. El inóculo micorrícico, que consistió en suelo traído directamente del campo correspondiente a tres situaciones contrastantes de vegetación (NAT, MIX e INV), fue colocado en las macetas a una profundidad de 2 cm (cada una de las macetas recibió 50 g de inóculo). Las semillas fueron esterilizadas en superficie

mediante sucesivos lavados con hipoclorito de sodio al 10%, y posteriormente sembradas a razón de 10-15 semillas de cada especie por maceta. Las plantas se mantuvieron por 12 meses en invernáculo en condiciones de luz y temperatura controladas y fueron fertilizadas semanalmente con solución nutritiva (Cabello, 1997). Durante este tiempo las plantas se podaron dos veces dejándolas a una altura de 3 cm por encima del sustrato. Al término del ensayo se realizó la toma de muestras con un sacabocado (15 cm<sup>3</sup> a una profundidad de 10 cm). Se tomaron tres submuestras de cada maceta y fueron homogeneizadas para formar una muestra compuesta. En total se analizaron 27 muestras, una correspondiente a cada maceta.

### 3.2.3 Aislamiento e identificación de esporas

El aislamiento de las esporas de HMA tanto en las muestras de suelo del campo como en las muestras del ensayo con plantas trampa se realizó mediante la técnica de tamizado húmedo y decantado de 100 g de suelo (peso seco) con tamices de distinta apertura de malla (450-105-75-30  $\mu\text{m}$ ) (Gerdemann & Nicolson, 1973) y centrifugación en gradiente de sacarosa (Walker et al., 1982). Esta técnica consiste en realizar lavados sucesivos del suelo a través de los tamices y luego centrifugar las fracciones más pequeñas en iguales volúmenes con una solución saturada de sacarosa, para obtener en la interfase agua-sacarosa todas las esporas y esporocarpos presentes en la muestra.

Las esporas obtenidas se colocaron en cajas de Petri y se observaron en un microscopio estereoscópico (Olympus SZ61) (lupa). Las características fenotípicas de las esporas, como el tamaño, color, forma y la morfología de la hifa sustentora observadas bajo la lupa fueron utilizadas para distinguir diferentes morfotipos. Las esporas de cada morfotipo fueron montadas en Polivinil-ácido láctico-glicerina (PVLG) (Koske & Tessier, 1983) o en una mezcla de PVLG con reactivo de Melzer en relación 1:1 (v/v) (Brundrett et al., 1994) para ser posteriormente observadas con un microscopio óptico (Leitz dialux 20EB). Para la identificación taxonómica de las esporas se observó la estructura de las paredes y la hifa sustentora, la reacción con el reactivo de Melzer y otros caracteres taxonómicamente relevantes, como la presencia de sáculo esporífero, escudos de germinación, etc. Las observaciones realizadas fueron comparadas con los aislamientos de referencia descritos por el INVAM (Internacional Culture Collection of Arbuscular and

Vesicular-Arbuscular Micorrhizal Fungi (INVAM, USA, <http://invam.cafwvu.edu>), y por Błaszowski (2012). Los nombres específicos de las morfoespecies identificadas y la clasificación en familias fueron estandarizadas según la clasificación de amf-phylogeny (<http://www.amf-phylogeny.com/amphytotaxonomy.html>). Las fotografías fueron tomadas con una cámara digital (Olympus modelo SP-350).

El número de esporas en cada muestra de campo fue referido a abundancia de esporas en 100 g de suelo seco. Se tomó una submuestra de cada muestra y se la secó en estufa a 80° C hasta peso constante. Luego se estimó por diferencia el coeficiente de humedad. En el caso de las macetas con plantas trampa, los datos obtenidos se volcaron en una matriz de presencia/ausencia de morfoespecies de HMA.

### 3.2.4 Análisis de datos

Con los datos de las morfoespecies identificadas en cada muestra de suelo de campo se calcularon: abundancia de esporas (número total de esporas en 100 g de peso seco de suelo); riqueza específica (S) (número total de morfoespecies), índice de equitatividad (E), índice de dominancia de Simpson (D) e índice de diversidad de Shannon (H'), calculado como una medida de la diversidad que combina los dos componentes: la riqueza de especies y la equitatividad (Magurran & McGill, 2011).

Se generaron curvas de rarefacción de la riqueza de morfoespecies para evaluar la eficiencia del efecto de muestreo en ambos años. Se elaboraron curvas de rango abundancia para las tres transectas en ambos años graficando el rango de cada morfoespecie (de la más a abundante a la más rara) vs. su abundancia expresada como logaritmo de la abundancia relativa. Estas curvas son una herramienta que permite representar cuantitativamente la estructura de las comunidades (Frontier & Pichod-Viale, 1995). Con los índices de diversidad, riqueza y densidad de esporas se realizaron ANOVAs bifactoriales considerando como factores las transectas, los años y la interacción entre ambos. Se utilizó un nivel de significancia de  $\alpha=0,05$ .

Los datos fueron procesados con Infostat versión 2016 (Di Renzo et al., 2016), MVSP versión 3.1 (Kovach, 1999) y Past versión 3.01.

### 3.3 Resultados

#### 3.3.1 Aislamiento de esporas de suelo

Se registraron 32 morfoespecies de HMA de las cuales 26 (82%) pudieron identificarse a nivel de especie (Tabla 3.1). Las esporas recuperadas pertenecen a nueve familias de Glomeromycota: Glomeraceae (15 morfoespecies), Acaulosporaceae (5 morfoespecies), Gigasporaceae (3 morfoespecies), Archaeosporaceae (2 morfoespecies), Entrophosporaceae (2 morfoespecies), Diversisporaceae (2 morfoespecies), Pacisporaceae (1 morfoespecie) Paraglomeraceae (1 morfoespecie) y Claroideoglomeraceae (1 morfoespecie). Las curvas de rarefacción realizadas para ambos años de muestreo generaron estimaciones asintóticas de la riqueza específica. Esto indica que el esfuerzo de muestreo realizado resultó suficiente para caracterizar la riqueza específica de los sitios (Figura 3.3). En estas curvas también se puede observar que en el año 2016 se encontró un mayor número de morfoespecies que en el año 2017.

Las morfoespecies más abundantes en el total de las muestras fueron *Septoglomus constrictum* (8085 esporas, abundancia relativa 35,4%), *Sclerocystis sinuosa* (2285 esporas, abundancia relativa 9,9%), *Diversispora spurca* (2186 esporas, abundancia relativa 9,5%) y *Entrophospora infrequens* (1700 esporas, abundancia relativa 7,4%). Además, *S. constrictum*, *Sc. sinuosa*, *D. spurca* fueron las morfoespecies que presentaron los mayores valores de frecuencia (presentes en el 81% de los sitios en el caso de *S. constrictum*, y en el 80% *Sc. sinuosa* y *D. spurca*) (Figura 3.2).

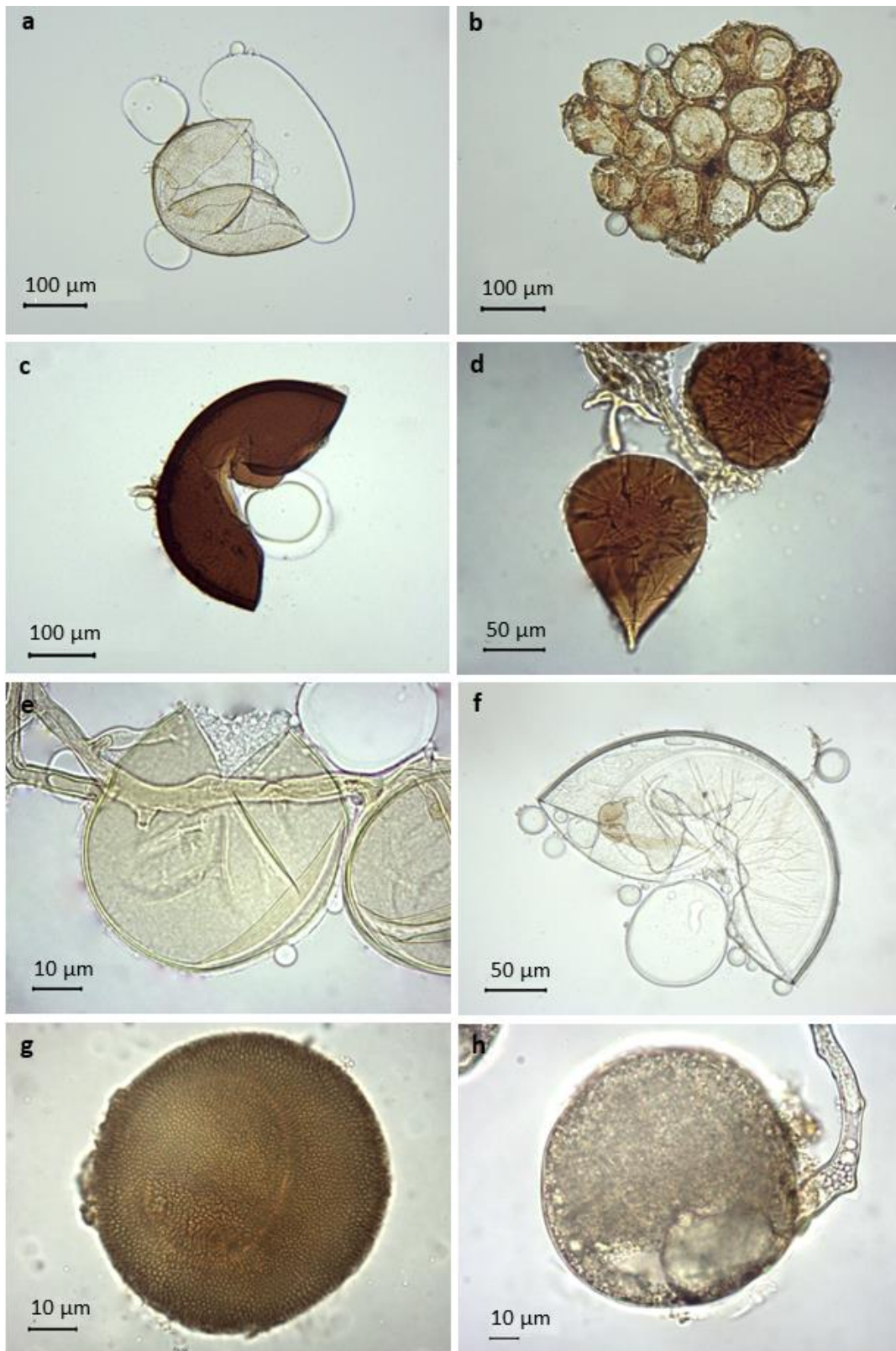
En la figura 3.4 se muestra la abundancia relativa de esporas de cada familia de Glomeromycota recuperadas. En las tres transectas y en ambos años Glomeraceae fue la familia más abundante, representando entre el 70,5% y el 52% de las esporas encontradas en cada transecta. Las demás familias se encontraron en ambos años en las tres transectas, a excepción de Pacisporaceae y Archaeosporaceae, que estuvieron ausentes en la transecta A en los años 2016 y 2017, respectivamente.

Las curvas de rango abundancia obtenidas mostraron pendientes similares en las tres transectas y en ambos años y adoptaron una forma recta sin una curvatura definida. En todos los casos la morfoespecie más abundante fue *S. constrictum* (Figura 3.5).

En la tabla 3.2 se muestran los parámetros de diversidad de la comunidad de HMA en las tres transectas para ambos años de muestreo. Los índices de diversidad, así como la riqueza específica y la densidad de esporas no mostraron diferencias entre las tres transectas. La riqueza específica y la densidad de esporas fueron mayores en el año 2016, mientras que los índices de diversidad no mostraron diferencias entre años. La interacción transecta x año no fue significativa para ninguna de las variables.

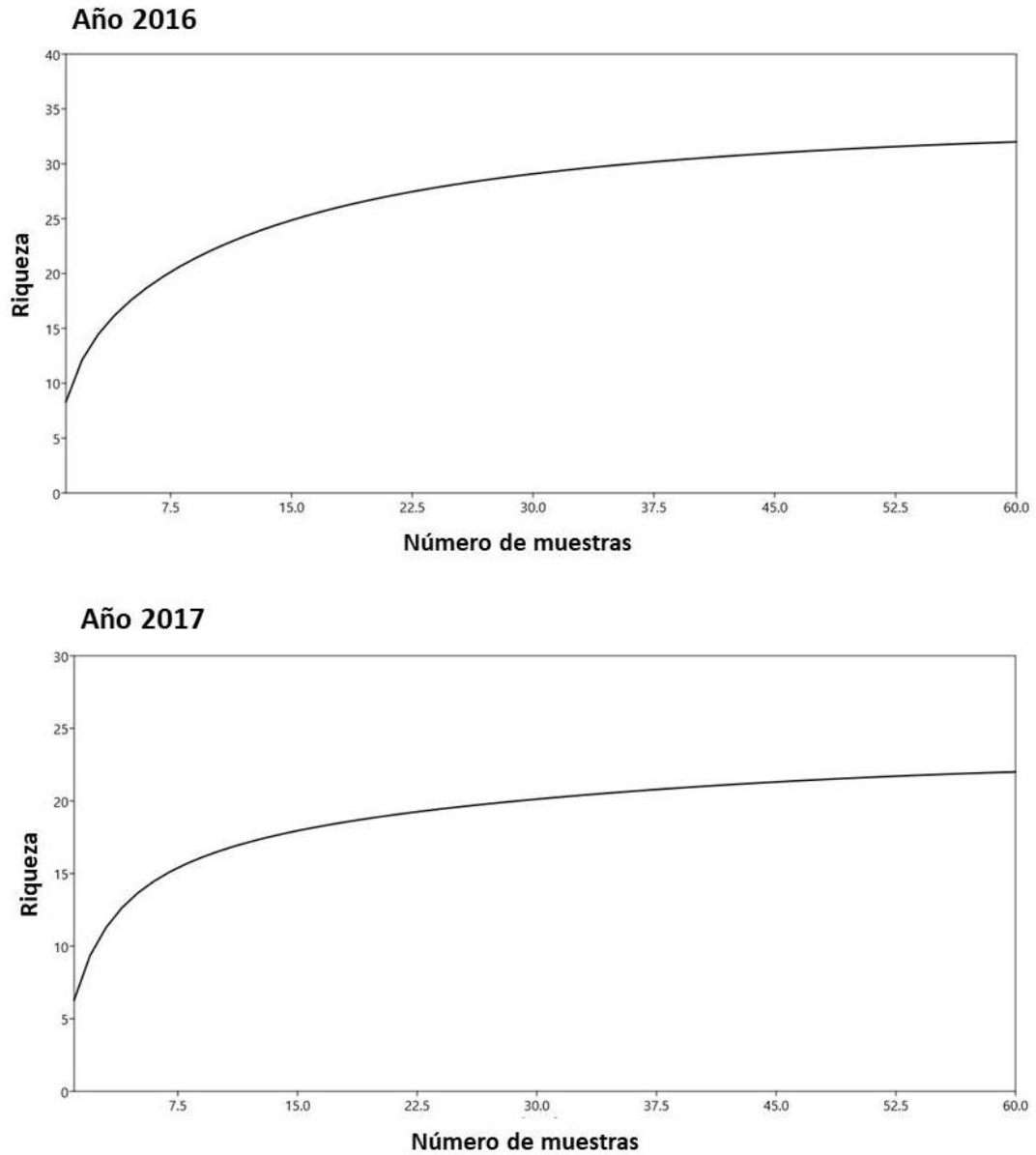
**Tabla 3.1:** Mofospecies de hongos micorrícicos arbusculares identificadas en muestras de suelo de los años 2016 y 2017 en bosques de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* con presencia de *Ligustrum lucidum*.

<b>Familia</b>	<b>Morfoespecies</b>
<b>Acaulosporaceae</b>	<i>Acaulospora delicata</i> Walker, Pfeiffer y Bloss
	<i>Acaulospora laevis</i> Gerdeman y Trappe
	<i>Acaulospora mellea</i> Spain y Schenck
	<i>Acaulospora scrobiculata</i> Trappe
	<i>Acaulospora spinosa</i> Walker y Trappe
	<i>Archaeospora trappei</i> (Ames & Linderman) Morton y Redecker
<b>Archaeosporaceae</b>	<i>Archaeospora undulata</i> Sieverding, Silva, Goto y Oehl
<b>Claroideoglomeraceae</b>	<i>Claroideoglo mus etunicatum</i> (Becker & Gerd.) Walker y Schuessler
<b>Diversiporaceae</b>	<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i> (Błaszk.) Błaszkowski y Chwat
	<i>Diversispora eburnea</i> (Kenn., Sutz & Morton) Walker y Schuessler
	<i>Diversispora spurca</i> (Pfeiff., Walker & Bloss) Walker y Schuessler
<b>Entrophosporaceae</b>	<i>Entrophospora infrequens</i> (Hall) Ames y Schneider
<b>Gigasporaceae</b>	<i>Dentiscutata cerradensis</i> (Spain & Miranda) Sieverding, Souza y Oehl
	<i>Scutellospora</i> sp. 1
	<i>Scutellospora</i> sp. 2
<b>Glomeraceae</b>	<i>Funneliformis badium</i> (Oehl, Redecker & Sieverd.) Walker y Schuessler
	<i>Funneliformis coronatus</i> (Giovann) Walker y Schuessler
	<i>Funneliformis mosseae</i> (Nicolson & Gerd.) Walker y Schuessler
	<i>Glomus hoi</i> (Silva, Oehl & Siev.) Berch y Trappe
	<i>Glomus</i> sp. 1
	<i>Glomus</i> sp. 2
	<i>Glomus</i> sp. 3
	<i>Glomus</i> sp. 4
	<i>Kamienskia bistrata</i> (Błaszk., Redecker, Koegel, Symanczik, Oehl & Jónvacs) Błaszkowski, Chwat y Kónvacs
	<i>Rhizophagus aggregatus</i> (Schenck & Smith) Walker
	<i>Rhizophagus fasciculatus</i> (Thaxt.) Walker y Schuessler
	<i>Rhizophagus intraradices</i> (Schenk & Sm.) Walker y Schuessler
	<i>Rhizoglo mus microaggregatus</i> (Koske, Gemma & Olexia) Sieverding, Silva y Oehl
	<i>Sclerocystis sinuosa</i> (Almeida & Schenk) Gerdemann y Bakshi
	<i>Septoglo mus constrictum</i> (Trappe) Sieverding, Silva y Oehl
	<b>Pacisporaceae</b>
<b>Paraglomeraceae</b>	<i>Paraglo mus albidum</i> (Walker & Rhodes) Oehl, Silva y Sieverding

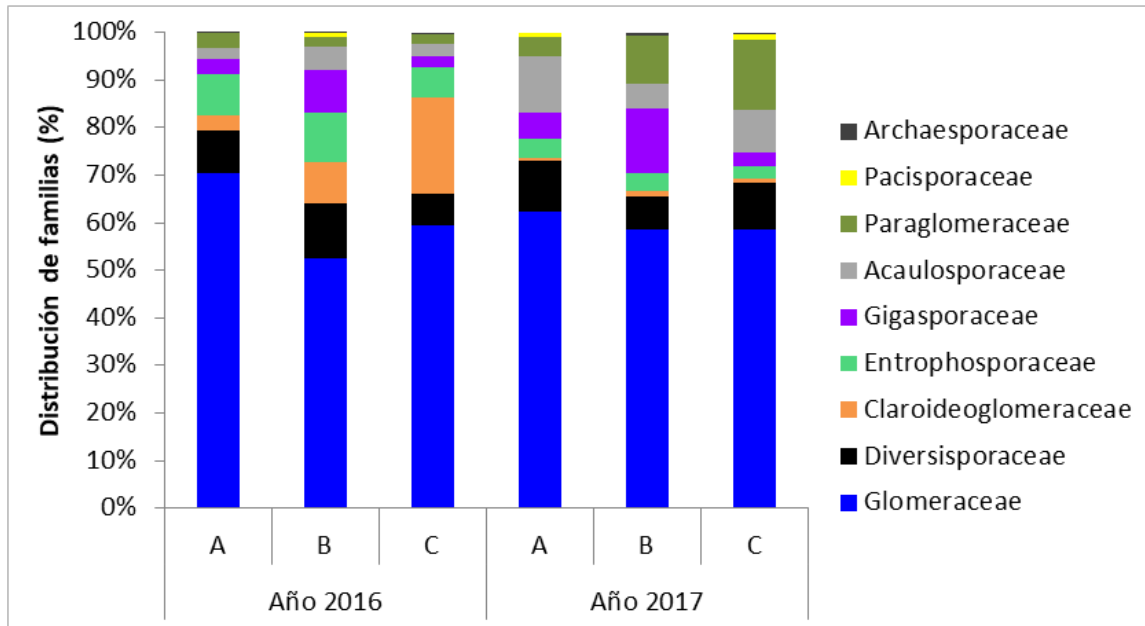


**Figura 3.2:** Esporas de distintas morfoespecies de Glomeromycota recuperadas en muestras de suelo de los años 2016 y 2017 en bosques de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* con presencia de *Ligustrum lucidum*. a) *Acaulospora scrobiculata* b) *Glomus aggregatus* c) *Septoglomus constrictum* d) *Sclerocystis sinuosa* e) *Rhizophagus intraradices* f) *Dentiscutata cerradensis* g) *Entrophospora infrequens* h) *Paraglomus albidum*.





**Figura 3.3:** Curvas de acumulación de morfoespecies de Glomeromycota identificadas en muestras de suelo en bosques de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* con presencia de *Ligustrum lucidum* según la intensidad de muestreo para los años 2016 y 2017.

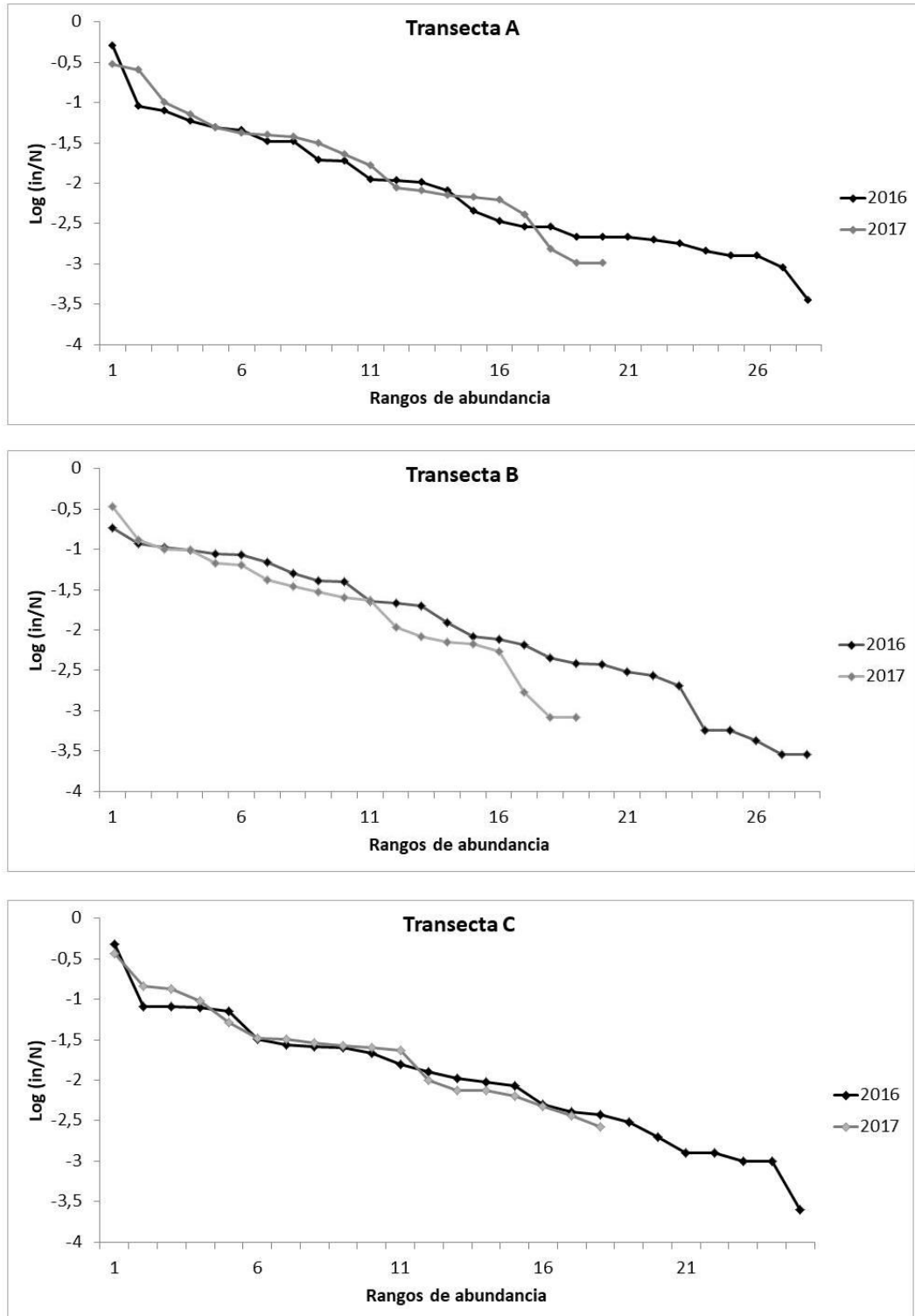


**Figura 3.4:** Distribución relativa de familias de Glomeromycota recuperadas en muestras de suelo de los años 2016 y 2017 en tres transectas (A, B y C) en bosques de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* con presencia de *Ligustrum lucidum*.

**Tabla 3.2:** Número de esporas, riqueza específica (S), índice de equitatividad (E), índices de diversidad de Shannon-Wiener (H) y Simpson (D) de hongos formadores de micorrizas arbusculares recuperados en muestras de suelo en tres transectas (A, B y C) en los años 2016 y 2017 en bosques de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* con presencia de *Ligustrum lucidum*. Los valores son medias  $\pm$  desvío estándar.

Año	Transecta	n° esporas/100 g suelo por sitio	S por sitio	H por sitio	E por sitio	D por sitio
2016	A	279,95 $\pm$ 416,81	8,10 $\pm$ 3,45	1,44 $\pm$ 0,64	0,68 $\pm$ 0,29	0,64 $\pm$ 0,27
	B	348,35 $\pm$ 299,74	9,40 $\pm$ 3,30	1,70 $\pm$ 0,36	0,79 $\pm$ 0,10	0,75 $\pm$ 0,10
	C	199,40 $\pm$ 186,21	8,45 $\pm$ 3,13	1,38 $\pm$ 0,43	0,73 $\pm$ 0,18	0,65 $\pm$ 0,15
2017	A	97,95 $\pm$ 86,03	6,70 $\pm$ 3,16	1,40 $\pm$ 0,45	0,78 $\pm$ 0,11	0,66 $\pm$ 0,14
	B	119,40 $\pm$ 113,93	6,70 $\pm$ 2,59	1,35 $\pm$ 0,53	0,73 $\pm$ 0,23	0,63 $\pm$ 0,22
	C	94,75 $\pm$ 91,84	5,70 $\pm$ 3,25	1,23 $\pm$ 0,55	0,75 $\pm$ 0,22	0,60 $\pm$ 0,21
<b>Resultados ANOVA</b>						
Transecta		ns	ns	ns	ns	ns
Año		***	***	ns	ns	ns
transecta x año		ns	ns	ns	ns	ns

Resultados de ANOVA: \*  $p < 0,05$ ; \*\*  $p < 0,01$ ; \*\*\*  $p < 0,001$ ; ns= no significativo



**Figura 3.5:** Curvas de rango abundancia de morfoespecies de Glomeromycota presentes en tres transectas en bosques de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* con presencia de *Ligustrum lucidum* en los años 2016 y 2017.

### 3.3.2 Ensayo con plantas trampa

En el experimento con plantas trampa se hallaron un total de 15 morfoespecies, 13 en la transecta A, 9 en la transecta B y 11 en la transecta C (Tabla 3.3). Luego de los 12 meses de duración de este experimento con suelo extraído de los sitios de muestreos se logró identificar a *Rhizophagus clarus* (Nicolson & Schenk) Walker y Schuessler, una morfoespecie que no había sido encontrada en las muestras de suelo del bosque.

**Tabla 3.3:** Morfoespecies de Glomeromycota recuperadas en el ensayo con plantas trampa realizado con suelo en tres transectas (A, B y C) en los años 2016 y 2017 en bosques de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* con presencia de *Ligustrum lucidum*. NAT: bosque nativo, MIX: bosque mixto con especies nativas y *L. lucidum*, INV: bosque invadido por *L. lucidum*.

Familia	Morfoespecies	A			B			C		
		NAT	MIX	INV	NAT	MIX	INV	NAT	MIX	INV
Acaulosporaceae	<i>Acaulospora delicata</i>	-	X	-	-	-	-	-	-	-
	<i>A. laevis</i>	-	-	-	-	X	X	-	-	-
	<i>A. scrobiculata</i>	-	X	X	-	-	-	-	X	-
Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	-	X	X	X	X	X	X	-	-
Diversisporaceae	<i>Diversispora spurca</i>	X	X	-	X	X	X	X	-	X
Entrophosporaceae	<i>Entrophospora infrequens</i>	-	X	X	-	-	-	-	X	-
Gigasporaceae	<i>Dentiscutata cerradensis</i>	-	X	X	-	-	-	-	X	-
	<i>Scutellospora sp 1</i>	-	X	-	-	-	-	-	-	-
Glomeraceae	<i>Funneliformis mosseae</i>	-	X	-	-	X	X	-	X	-
	<i>Rhizophagus aggregatus</i>	-	X	X	-	-	-	-	-	-
	<i>R. clarus</i>	X	X	-	X	X	-	X	X	X
	<i>R. intrarradices</i>	-	-	-	-	X	-	-	-	X
	<i>Sclerocystis sinuosa</i>	X	X	X	X	-	-	-	-	X
	<i>Septoglopus constrictum</i>	X	X	X	X	X	X	-	X	X
Paraglomeraceae	<i>Paraglopus albidum</i>	-	X	X	X	X	X	-	X	X
<b>Riqueza específica</b>		<b>4</b>	<b>13</b>	<b>8</b>	<b>6</b>	<b>8</b>	<b>6</b>	<b>3</b>	<b>7</b>	<b>6</b>

### 3.4 Discusión

Los muestreos realizados durante los años 2016 y 2017 y el ensayo con plantas trampa permitieron la identificación de 32 morfoespecies de Glomeromycota en los sitios de muestreo. Además, se cita por primera vez en Argentina a las morfoespecies *Glomus hoi* (Glomeraceae), *Dentiscutata cerradensis* (Gigasporaceae) y *Corymbiglomus corymbiforme* (Diversisporaceae). La riqueza encontrada se aproxima a las 30 morfoespecies de HMA registrada por Irrazabal (2007) en bosques de tala y coronillo sin presencia de *L. lucidum*. Además, este valor de riqueza es comparable con lo descrito por otros autores para sistemas boscosos. El número de morfoespecies de Glomeromycota en bosques de *Polylepis australis* en las sierras de Córdoba varió entre 20 y 32 morfoespecies (Menoyo et al., 2009; Soteris et al., 2016), en bosques de la Provincia Chaqueña fue de 12 morfoespecies (Sagadin et al., 2018), en bosques de *Alnus acuminata* en las yungas fue de 22 (Becerra et al., 2009), en bosques en galería y palmares de Entre Ríos fue de 25 y 32 respectivamente (Velázquez et al., 2013) y en bosques del Chaco Serrano en la Provincia de Córdoba fue de 50 (Borda et al., 2020). El esfuerzo de muestreo realizado en este estudio permitió generar estimaciones asintóticas de la riqueza específica de HMA en cada año, es decir que la toma de un mayor número de muestras no hubiera evidenciado una riqueza mayor a la observada.

El análisis de diversidad de HMA realizado por Irrazabal (2007) en bosques de tala y coronillo en la Reserva El Destino señaló como morfoespecies más abundantes a *A. mellea*, *R. clarus*, *S. constrictum*, *G. fecundisporum* y *Sc. sinuosa*, mientras que en este estudio las morfoespecies que presentaron mayores valores de frecuencia y abundancia fueron *S. constrictum*, *Sc. sinuosa*, *D. spurca* y *E. infrequens*. Dieciséis de las 30 morfoespecies halladas por Irrazabal (2007) no fueron halladas en los muestreos realizados en este trabajo (es posible que algunas correspondan a aquellas identificadas a nivel de género). Por otra parte, en este estudio se relevaron 21 morfoespecies que no habían sido encontradas anteriormente en estos bosques. Las diferencias en los resultados obtenidos en ambos estudios podrían estar relacionadas con los patrones de variación de la diversidad fúngica a diferentes escalas planteado por Soteris et al. (2019) y con variaciones estacionales e inter anuales. Las morfoespecies presentes en ambos relevamientos, como *A. delicata*, *R. aggregatus*, *Sc. sinuosa*, *S. constrictum*, *E. infrequens* y *F. mosseae* podrían tener una

distribución asociada con factores macroambientales, como el clima, la latitud y el tipo de vegetación, y encontrarse ampliamente distribuidas en estos bosques. Por otro lado, las morfoespecies presentes en los sitios de muestreo de esta tesis y ausentes en los sitios de muestreo de Irrazabal (2007) y viceversa, podrían tener patrones de distribución asociados a factores microambientales, como las especies de plantas hospedadoras y la disponibilidad de nitrógeno y fósforo o estar afectadas por variaciones de precipitaciones y temperatura en los momentos de muestreo. Es importante destacar que, a diferencia de este estudio, los sitios de muestreo de Irrazabal (2007) no tienen presencia de la especie invasora *L. lucidum*. Además, algunas morfoespecies de HMA esporulan de forma poco frecuente, por lo que la ausencia de esporas no necesariamente indica que no se encuentren en el suelo (Oehl et al., 2009).

Con respecto a las morfoespecies dominantes en este estudio, *Septoglo mus constrictum* fue reportada por Borda et al. (2020) como una de las más abundantes en bosques invadidos por *L. lucidum* ubicados en las sierras de Córdoba, mientras que Longo et al. (2014) observaron que esta especie aparece de forma abundante en bosques que han sufrido incendios. Esto podría indicar una gran tolerancia a disturbios intensos y cambios en la estructura de la comunidad vegetal. *Sclerocystis sinuosa* es una especie esporocárpica, ampliamente distribuida en hábitats poco disturbados (Goto & Maia, 2005). *Entrophospora infrequens* ha sido registrada en diferentes ambientes en nuestro país, tanto naturales como pastizales serranos de Córdoba (Lugo & Cabello, 1999), como agroecosistemas en la provincia de Buenos Aires (Colombo et al., 2014) e incluso ambientes altamente contaminados como la cuenca del Río Riachuelo, en Buenos Aires (Colombo et al., 2020). Estas tres especies son consideradas generalistas y características de suelos calcáreos con pH alcalino en Europa (Oehl et al., 2010), lo cual coincide con las propiedades del suelo conformado por los cordones de conchilla de los talaes. Por último, el género *Diversispora* se encuentra frecuentemente en suelos de bajo uso antrópico y ricos en humus. *Diversispora spurca* ha sido reportada como una especie con buena tolerancia a condiciones de sequía (Soteras et al., 2013; Symanczik et al., 2014).

Entre las familias de Glomeromycota registradas, la más abundante fue la familia Glomeraceae, con 15 morfoespecies, seguida por Acaulosporaceae con 5 morfoespecies y

Gigasporaceae, con 3. Las Glomeraceae se caracterizan por tener la capacidad de producir grandes cantidades de esporas en períodos cortos de tiempo, lo cual corresponde a una estrategia de tipo r, propia de especies generalistas y con gran producción de propágulos que garantizan la supervivencia frente a posibles disturbios, además se considera que tienen una estrategia ruderal (Chagnon et al., 2013). Por este motivo, esta familia suele ser la más abundante en ambientes con diferentes grados de disturbio, incluyendo estepas, pastizales, bosques y selvas (Ba et al., 2012; Stover et al., 2012; Brundrett & Ashwath, 2013). En Sudamérica es la familia de HMA dominante en número de especies, con un total de 62 especies citadas (Cofré et al., 2019). Por otro lado, las especies de la familia Acaulosporaceae son consideradas menos tolerantes a disturbios, pero resistentes a condiciones de estrés debido a su baja tasa de crecimiento, que les permite sobrevivir con escasa disponibilidad de carbono (Chagnon et al. 2013). Esta familia ocupa el segundo lugar en dominancia respecto del número de especies registradas en Sudamérica, con un total de 40 (Cofré et al., 2019). En tercer lugar, a la familia Gigasporaceae se le asigna una estrategia competidora, se caracteriza por producir micelio extra-radical extenso con mayor capacidad de exploración del suelo, solubilización de fósforo y adquisición de nutrientes (Chagnon et al., 2013). Estas especies generalmente se encuentran en suelos ricos en nutrientes y con buena provisión hídrica. Debido a su gran desarrollo de hifas y al tamaño de sus esporas están más asociadas a sitios conservados y a las últimas etapas sucesionales o situaciones más maduras, como podrían considerarse a los talares (Allen et al., 2003).

Las curvas de rango abundancia obtenidas presentaron una forma recta, sin una curvatura definida, y fueron similares para las tres transectas en ambos años. Las curvas del año 2016 indicaron una mayor riqueza específica en el primer año de muestreo. Una curva cóncava indica valores bajos de H y E, con pocas morfoespecies muy abundantes acompañadas de morfoespecies escasas. Por otro lado, una curva convexa es característica de comunidades con un número considerable de especies que muestran valores relativamente altos de frecuencia, pero sin especies dominantes, acompañadas de un grupo de especies de baja frecuencia, es decir, con valores altos de H y E (Frontier & Pichod-Viale, 1995). En este caso, los gráficos obtenidos muestran una situación intermedia e indican que, si bien hay morfoespecies dominantes, una gran cantidad de morfoespecies de la

comunidad se encuentran bien representadas y tanto la equitatividad como la diversidad tienen valores intermedios.

Los índices de diversidad y equitatividad no presentaron diferencias tanto entre transectas como entre los años de muestreo. Por otra parte, la riqueza específica y el número de esporas en 100 g de suelo no mostraron diferencias entre transectas, pero sí entre años de muestreo, siendo mayores en el año 2016 que en 2017. Si bien la variación estacional o intra-anual en las comunidades de HMA ha sido extensamente estudiada, la variación inter-anual ha sido abordada en pocos estudios. Cotton et al. (2015) llevaron a cabo un ensayo de cinco años en el que observaron un fuerte efecto de los años de muestro sobre las comunidades de HMA intrarradicales. Estos resultados indican la importancia de realizar estudios monitoreo a largo plazo de las comunidades fúngicas para comprender los mecanismos que intervienen en su dinámica, e incluso que los estudios que consideran un único año de muestreo pueden llevar a interpretaciones incompletas. La variación inter-anual encontrada en los valores de riqueza específica y número de esporas en este caso podría estar relacionada con variables climáticas, principalmente las precipitaciones y temperaturas. Velazquez et al. (2020) reportaron que la disminución del número de esporas encontradas en cultivos de Yerba Mate en Misiones y Corrientes en años consecutivos se asoció a mayores precipitaciones. Sin embargo, en esta tesis no fueron consideradas las variables climáticas, por lo que se requieren futuros estudios para contrastar esta hipótesis.

Cofré et al. (2019) realizaron un relevamiento de las especies de Glomeromycota identificadas mediante caracteres morfológicos registradas en Sudamérica, en este estudio el número de especies citadas para Argentina fue de 83. Esta cifra representa un 24,35% de la diversidad total de Glomeromycota (<http://www.amf-phylogeny.com/amphylotaxonomy.html>). A su vez, el número de morfoespecies encontradas en este estudio representa un 10% de la diversidad total del phylum. Estos valores, junto con la vasta extensión del territorio de nuestro país, sugieren que se requieren más investigaciones sobre las comunidades de HMA en diferentes ecosistemas para ampliar el conocimiento de la biodiversidad existente. En este sentido, es interesante realizar nuevos relevamientos tanto en áreas naturales con diferentes condiciones ambientales como también en sistemas con diferentes tipos de disturbios y actividad



antrópica, para conocer los efectos que estos factores tienen sobre la diversidad y dinámica de las comunidades fúngicas.

### 3.5 Conclusiones

Los muestreos realizados durante los años 2016 y 2017 y el ensayo con plantas trampa permitieron la identificación de 32 morfoespecies de Glomeromycota en bosques de *C. tala* y *S. buxifolia* con diferentes grados de invasión de *L. lucidum*. Este valor de riqueza específica es semejante a los obtenidos por otros estudios en sistemas boscosos templados en nuestro país. La familia Glomeraceae fue la más abundante y las morfoespecies *S. constrictum*, *Sc. sinuosa*, *E. infrequens* y *D. spurca* se destacaron tanto por su abundancia como por su frecuencia.

En este trabajo se cita por primera vez en Argentina a *Glomus hoi* (Glomeraceae), *Dentiscutata cerradensis* (Gigasporaceae) y *Corymbiglomus corymbiforme* (Entrophosporaceae).

Los parámetros utilizados para describir a la comunidad de HMA no mostraron diferencias espaciales a nivel de las transectas, pero sí se observaron diferencias entre los años de muestreo. Esto indica que existen variaciones inter-anales en la esporulación de las diferentes especies fúngicas.

## CAPÍTULO 4

**Comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares en talares a lo largo de un gradiente de invasión de *Ligustrum lucidum*: impacto sobre la diversidad fúngica**

## 4.1 Introducción

El papel de comunidad vegetal como un factor determinante que condiciona la composición y estructura espacial de la comunidad de hongos micorrícicos arbusculares (HMA) ha sido ampliamente estudiada (Smith & Read, 2008; Djuuna et al., 2010). En general, comunidades de plantas contrastantes en términos de diversidad se asocian con cambios en la diversidad fúngica y se observa una relación positiva entre la riqueza específica de plantas y la de HMA (Hiiesalu et al., 2014).

Diferentes estudios basados en ensayos a nivel de la comunidad han demostrado que ciertas combinaciones de especies vegetales pueden influenciar la composición de la comunidad de HMA (Hausmann & Hawkes, 2009; 2010; Pendergast et al., 2013, Kokkori et al., 2020). Las plantas pueden favorecer a aquellos hongos que resultan más convenientes respecto de la relación costo de carbono/beneficio. Además, existe evidencia de que ciertas especies vegetales pueden seleccionar o suprimir diferentes especies de hongos, influyendo localmente en la abundancia y composición de las comunidades fúngicas (Callaway et al., 2008; Lekberg et al., 2013). Estos resultados sugieren que la identidad de las plantas hospedadoras es un factor de gran influencia sobre las comunidades de HMA.

Los trabajos referidos al efecto de los cambios de la estructura de la vegetación sobre la diversidad de HMA en diferentes tipos de bosques muestran resultados contradictorios. Algunos estudios han descrito que las comunidades de HMA son resilientes frente a los cambios (Guadarrama & Álvarez-Sánchez, 1999; Picone, 2000; Aguilar-Fernández et al., 2009). Sin embargo, por otro lado, se ha evidenciado la influencia de las modificaciones del bosque original sobre la abundancia de esporas, la riqueza y la diversidad de HMA (Irrazabal et al., 2004; Zhang et al., 2004; Stürmer & Siqueira, 2011).

El establecimiento de una especie invasora puede impactar de diferentes formas en la composición de la comunidad fúngica. Las especies no micorrícicas o poco dependientes de la micorrización pueden inhibir el desarrollo de los HMA y, en consecuencia, reducir la capacidad competitiva de las plantas nativas que dependan de la simbiosis. En contraste, las especies que establecen simbiosis micorrícica pueden modificar la abundancia de ciertas especies de HMA, ocasionando cambios en la estructura de la comunidad fúngica (Martinez

& Pugnaire, 2009; Zubeck et al., 2016). Si bien la mayoría de las especies de HMA pueden asociarse con una amplia variedad de especies vegetales, existen casos de selectividad de ciertas especies fúngicas por parte de la planta hospedadora (Wang et al., 2018; Bi et al., 2019). Borda et al. (2019) realizaron un estudio del impacto del establecimiento de *L. lucidum* en bosques serranos de Córdoba sobre la comunidad de HMA a través del muestreo a campo de esporas de Glomeromycota en sitios de bosque nativo no invadido y de bosque invadido. Los resultados no señalaron cambios en la diversidad y riqueza de la comunidad fúngica, pero sí un aumento en la abundancia de especies de estrategia ruderal, como las Glomeraceae, Claroideoglomeraceae, Pacisporaceae, Diversisporaceae y Archaeosporaceae.

Las invasiones de plantas exóticas también pueden tener impacto sobre el suelo, modificando sus propiedades químicas a través de cambios en el ciclo de nutrientes. Debido a que las distintas especies de plantas difieren en su dinámica de toma de nutrientes, aporte de hojarasca y producción de exudados radicales, los cambios en la comunidad vegetal pueden modificar la disponibilidad de ciertos nutrientes en el suelo y otras propiedades, como el pH y la textura (Weidenhamer & Callaway, 2010). Diversos estudios realizados tanto en ecosistemas naturales como agroecosistemas han analizado la relación entre las características del suelo con la diversidad y esporulación de los HMA (Aliasgharzadeh et al., 2001; Djuuna et al., 2010). En líneas generales, las variables que tienen mayor impacto sobre la comunidad de hongos son la materia orgánica (MO), el fósforo (P) y el nitrógeno (N). Una alta disponibilidad de MO en general se asocia a aumentos en la abundancia de HMA, mientras que concentraciones elevadas de N y P se asocian con una disminución en la abundancia de estos microorganismos (Kahiluoto et al., 2001). Además, el pH es un factor de gran importancia para el desarrollo de los hongos, que suelen responder de manera favorable a rangos de pH ligeramente ácido o ácido (Wang et al., 1993).

El estudio de comunidades en relación a variaciones ambientales se ha llevado a cabo tradicionalmente a través del análisis de gradiente. Este tipo de análisis tiene como objetivo comprender la estructura y composición de la vegetación de un paisaje en términos de gradientes espaciales de variables correspondientes a tres niveles: factores ambientales, poblaciones y características de las comunidades (Whittaker, 1967). En este tipo de análisis

coexisten dos enfoques o modelos cualitativos tradicionales: el modelo de comunidad-unidad (Clements, 1905; 1936) y el modelo individualista (Gleason, 1917). Este último ha sido considerado como un paso hacia la descripción objetiva de las comunidades, considerando que las especies se distribuyen independientemente unas de otras a lo largo de gradientes ambientales. En este caso, el ensamble de especies en comunidades sería el resultado de una combinación de factores como la dispersión, las interacciones interespecíficas, etc. (Hoagland, 1997). La estructura de la vegetación arbórea del talar, donde encontramos manchones de bosque monoespecífico de ligustro, áreas de vegetación nativa no invadida y zonas de transición entre ambas situaciones, resulta en un gradiente de vegetación que brinda una situación interesante para estudiar a la comunidad de HMA y su relación con la comunidad vegetal.

#### 4.1.1 Objetivo

El objetivo consistió en determinar y describir los cambios que ocurren en la comunidad de HMA a lo largo del gradiente de invasión, identificando los posibles cambios en la riqueza, diversidad y abundancia de las morfoespecies y familias de HMA relacionados con la invasión de *L. lucidum* a través del análisis estadístico de los datos de vegetación, suelo y composición de la comunidad de Glomeromycota obtenidos en los Capítulos 2 y 3.

Se partió de la **hipótesis** de que la invasión de *L. lucidum* en bosques de *C. tala* y *S. buxifolia* provoca cambios en la abundancia relativa de las especies de Glomeromycota, modificando la composición de la comunidad y la diversidad. Este impacto se produce por tres mecanismos principales:

- *L. lucidum* tiene la capacidad de establecer simbiosis con ciertas especies de HMA y favorecer su esporulación, aumentando su abundancia relativa, en detrimento de otras especies.
- La formación de parches de bosque monoespecífico de *L. lucidum* y consecuente reducción de la diversidad vegetal implica una menor diversidad de hospedadores, provocando una reducción en la riqueza y diversidad de HMA.

- Los cambios en la disponibilidad de nutrientes en el suelo producidos por el establecimiento de la especie invasora (ver capítulo 2) afectan de manera diferencial a las especies de HMA y determinan cambios en la composición de la comunidad.

-Por lo tanto, a lo largo del gradiente analizado se espera encontrar cambios en la abundancia de las distintas morfoespecies de hongos, con un aumento de aquellas favorecidas por la especie exótica, acompañados de una reducción en la diversidad y riqueza de HMA.

## 4.2 Materiales y métodos

### 4.2.1 Muestreo y toma de datos

Para este capítulo se emplearon los datos de la estructura forestal y características físico-químicas del suelo obtenidos en tres transectas con un gradiente espacial en la abundancia relativa de *L. lucidum* en la estructura arbórea, tal como se describe en el Capítulo 2. Los datos de composición de morfoespecies y familias de Glomeromycota, así como índices de diversidad y riqueza y morfoespecies encontradas en el ensayo de plantas trampa utilizados corresponden a los obtenidos en el Capítulo 3.

### 4.2.2 Análisis de datos

Con los datos de vegetación, propiedades edáficas, abundancia de las morfoespecies y familias de HMA, parámetros de la comunidad fúngica y resultados obtenidos en el ensayo con plantas trampa se realizaron diferentes análisis estadísticos con el objetivo de determinar y describir las relaciones entre estas variables.

Para determinar diferencias en la comunidad fúngica entre las situaciones de vegetación, los datos de abundancia de morfoespecies, abundancia de esporas por familia e índices de diversidad fueron sometidos a ANOVAs de una vía -utilizando la transformación raíz cuadrada en el caso de datos provenientes de conteos- considerando el factor vegetación (bosque nativo: sitios 1 a 7, bosque mixto: sitios 8 a 13 y bosque invadido: sitios 14 a 20). De acuerdo con los resultados expuestos en el Capítulo 3, la comunidad de HMA no mostró diferencias en su composición e índices de diversidad y riqueza entre transectas, por lo que para este capítulo fueron empleadas como repeticiones. En todos los casos, la

normalidad y homocedasticidad de varianzas fueron comprobadas con los test de Shapiro-Wilks y Levene. Se utilizó el test de Tukey para la comparación de medias.

Se realizaron análisis de correlación de Pearson entre los datos de abundancia de morfoespecies de HMA, abundancia de esporas por familia e índices de diversidad con los parámetros de la comunidad arbórea y propiedades del suelo. Para las correlaciones entre morfoespecies, familias e índices de diversidad de HMA con las propiedades de la comunidad arbórea se promediaron los datos de los sitios de muestreo de HMA correspondientes a cada parcela de medición de la estructura forestal. Para las correlaciones entre los datos de la comunidad de HMA y las propiedades del suelo se utilizó el mismo método.

Se llevó a cabo un análisis de especies indicadoras con el programa PC-ORD 6, con el objetivo de determinar morfoespecies características de las diferentes situaciones de vegetación. Con las matrices de morfoespecies/sitio se realizaron test de análisis de varianza permutacional (PERMANOVAs) considerando el factor vegetación (de la misma forma que en los ANOVAs realizados para cada especie fúngica) y un análisis de coordenadas principales (PCO) para cada año de muestreo, utilizando el coeficiente de Bray-Curtis, con una transformación logarítmica en base 10 y considerando sólo las 15 morfoespecies más abundantes.

Con los datos obtenidos en el ensayo de plantas trampa se realizó un análisis de componentes principales (PCA) a partir de la matriz de presencia/ausencia de morfoespecies por sitio.

En todos los análisis se utilizó un nivel de significancia de  $\alpha=0,05$ . El análisis de los datos se llevó a cabo utilizando los software InfoStat versión 2016 (Di Renzo et al. 2016), MVSP (Kovach, 1999) y PC-ORD versión 6.

## 4.3 Resultados

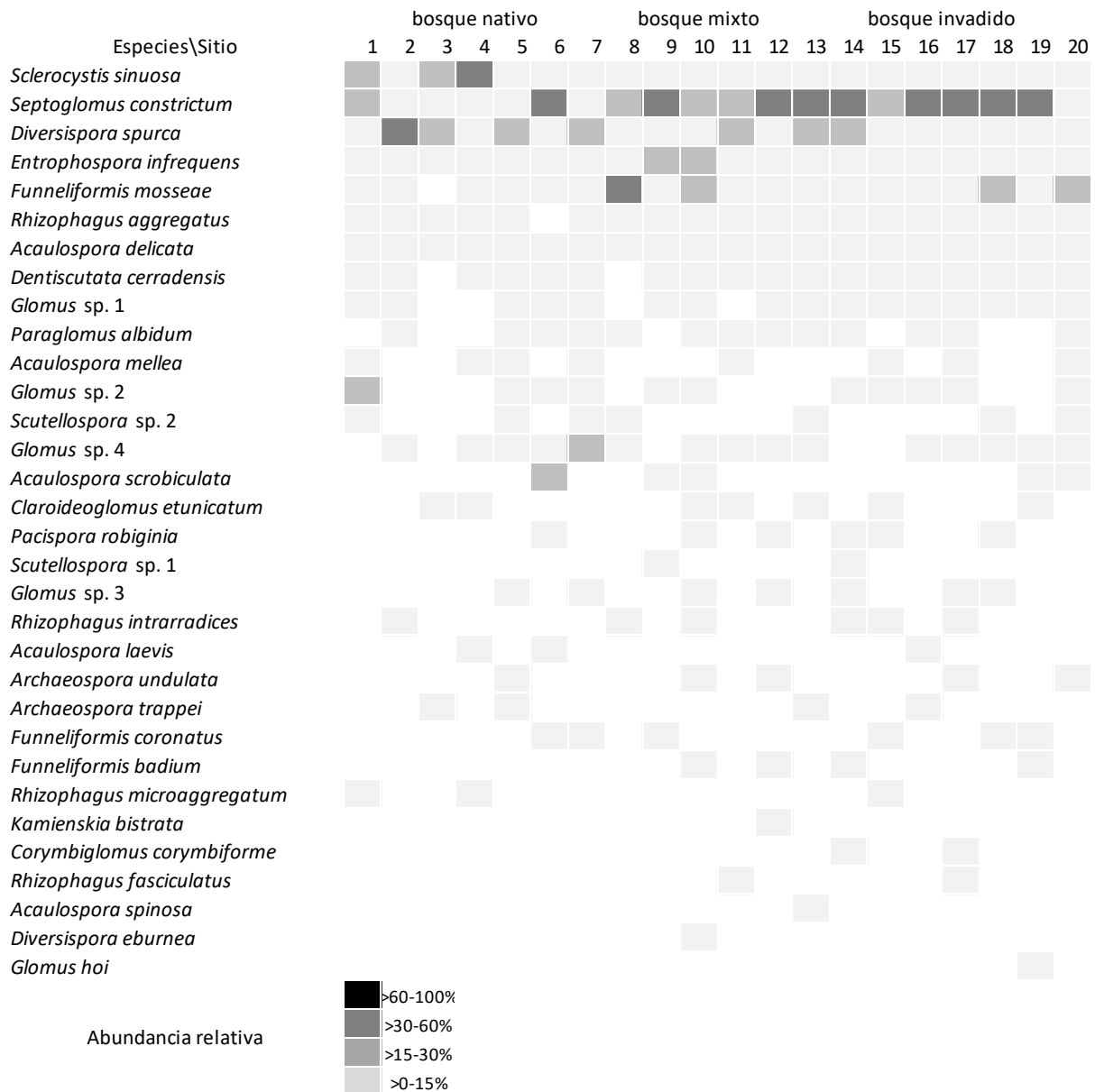
### 4.3.1 Morfoespecies y familias de HMA en el gradiente de invasión de *L. lucidum*

En las Figuras 4.1 y 4.2 se muestra la distribución relativa de las morfoespecies de HMA por sitio a lo largo de las transectas en los años 2016 y 2017. Las morfoespecies más

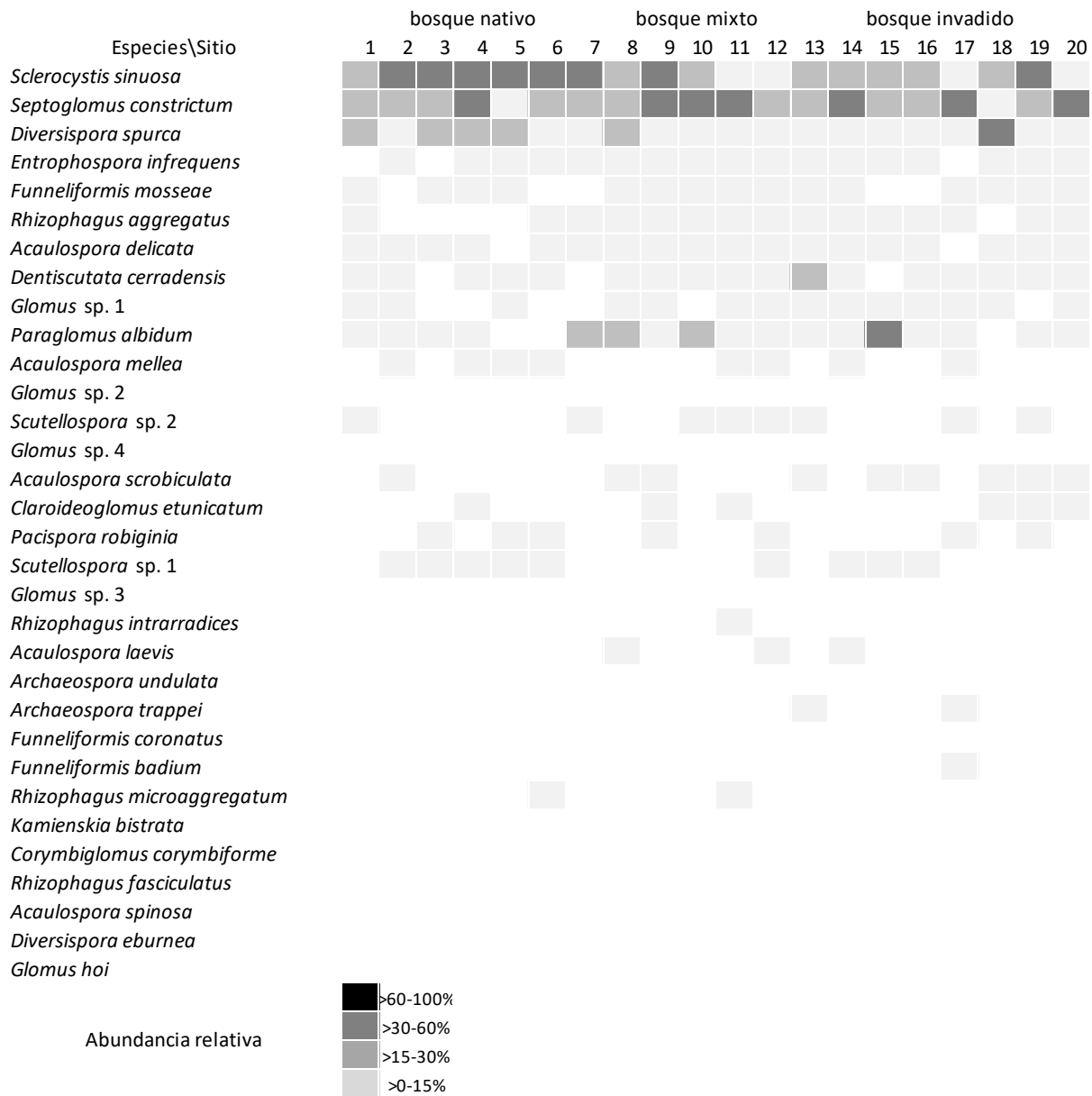
abundantes, *Septoglofus constrictum*, *Sclerocistys sinuosa*, *Diversispora spurca*, *Entrophospora infrequens* y *Funneliformis mosseae*, estuvieron presentes en todas las situaciones de vegetación (bosque nativo, bosque mixto de especies nativas y *L. lucidum* y bosque invadido). Esporas de *Acaulospora laevis* fueron halladas sólo en sitios con presencia de árboles nativos (bosque nativo y bosque mixto), mientras que las morfoespecies *Funneliformis coronatus* y *Glomus badium* se encontraron sólo en los sitios con presencia de ligustro (bosque mixto y bosque invadido). Las demás morfoespecies encontradas exhibieron una presencia errática en las diferentes situaciones de vegetación.

Todas las familias de Glomeromycota estuvieron representadas en ambos años y en las tres situaciones de vegetación. La distribución relativa de familias por año y por situación de vegetación se muestra en la Figura 4.3.

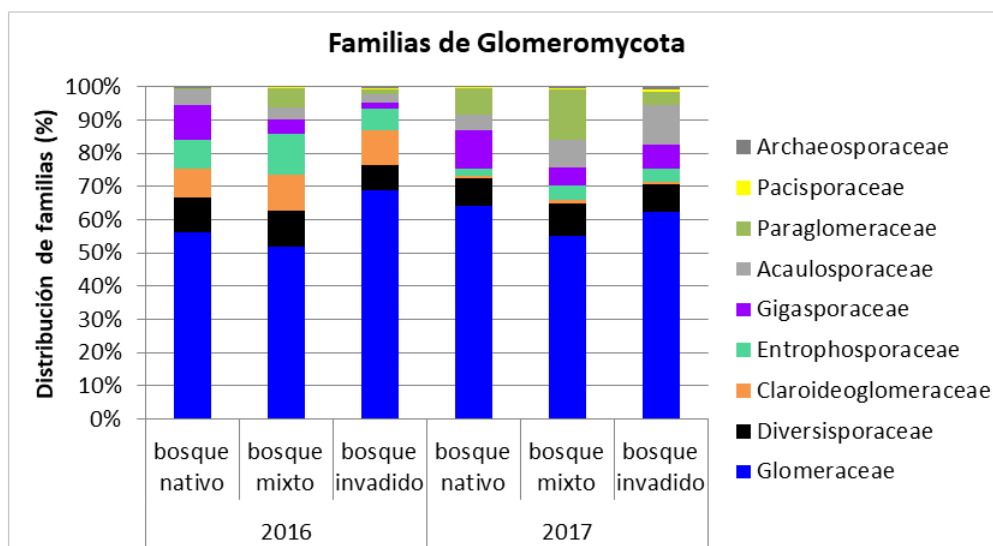




**Figura 4.1:** Abundancia relativa de morfoespecies de Glomeromycota identificadas en muestras de suelo del año 2016 en bosques de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* con un gradiente de invasión de *Ligustrum lucidum* (bosque nativo: sitios 1 a 7, bosque mixto: sitios 8 a 13 y bosque invadido: sitios 14 a 20). Los valores son medias (n=3).



**Figura 4.2:** Abundancia relativa de morfoespecies de Glomeromycota identificadas en muestras de suelo del año 2017 en bosques de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* con un gradiente de invasión de *Ligustrum lucidum* (bosque nativo: sitios 1 a 7, bosque mixto: sitios 8 a 13 y bosque invadido: sitios 14 a 20). Los valores son medias (n=3).



**Figura 4.3:** Distribución relativa de familias de Glomeromycota recuperadas en muestras de suelo de los años 2016 y 2017 en bosques de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* con diferente grado de invasión de *Ligustrum lucidum*. Los valores son medias ( $n=3$ ).

Los PERMANOVAs realizados con los valores de abundancia de morfoespecies de HMA por situación de vegetación para cada año de muestreo señalaron diferencias significativas. Tanto en el año 2016 como 2017 los sitios de vegetación nativa se diferencian de los sitios mixtos e invadidos. Los resultados se muestran en la tabla 4.1.

Los ANOVAs realizados no mostraron un efecto de la vegetación sobre la abundancia de esporas en la mayoría de las morfoespecies fúngicas. Las morfoespecies que mostraron diferencias fueron *G. aggregatus*, cuya densidad fue mayor en los sitios de invadido en el año 2016 ( $F=6,01$   $p=0,0045$ ), *P. albidum*, que fue más abundante en los sitios de bosque invadido y mixto en el año 2016 ( $F=3,34$   $p= 0,0432$ ). Con respecto a la abundancia de familias, los ANOVAs realizados no mostraron un efecto de la vegetación sobre la abundancia en la mayoría de los casos. Las familias que mostraron diferencias fueron Claroideoglomeraceae cuya densidad fue mayor en los sitios invadidos en el año 2016 ( $F=115,32$   $p<0,0001$ ) y Paraglomeraceae, que fue más abundante en los sitios de bosque mixto en el año 2017 ( $F=5,63$   $p= 0,0062$ ).

Los análisis de correlación de Pearson realizados para la abundancia de morfoespecies de Glomeromycota y la estructura de la vegetación mostraron que *A. delicata*, *A. mellea*, *D. spurca* y *Sc. sinuosa* correlacionan de forma positiva con la abundancia de *L. lucidum* en el año 2016 ( $r=0,2560$   $p=0,0483$ ;  $r=0,2815$   $p=0,0293$ ;  $r=0,2671$   $p=0,0425$ ;  $r=0,2973$   $p=0,02106$  respectivamente), y *F. mosseae*, *E. infrequens* y *R. microaggregatus* correlacionan positivamente con la abundancia de *L. lucidum* en 2017 ( $r=0,3117$   $p=0,01153$ ;  $r=0,2797$   $p=0,0334$ ;  $r=0,2749$   $p=0,0334$  respectivamente). Además, *A. mellea* y *D. cerradensis* mostraron valores de correlación positivos con la abundancia de renovales de *L. lucidum* en 2016 ( $r=0,3026$ ,  $p=0,01874$ ;  $r=0,2677$ ,  $p=0,0386$  respectivamente), y *R. microaggregatus*, *D. cerradensis* y *S. sinuosa* correlacionaron positivamente con la abundancia de renovales de la especie exótica en 2017 ( $r=0,3356$   $p=0,00875$ ;  $r=0,2590$   $p=0,0456$ ;  $r=0,2571$   $p=0,0473$  respectivamente). La morfoespecie *R. aggregatus* fue la única que mostró una correlación negativa con la abundancia de especies nativas en el año 2016 ( $r=-0,3584$   $p=0,0049$ ). Finalmente, *Scutellospora* sp. 2 mostró correlación positiva con la abundancia de la especie nativa *J. rhombifolia* en 2016 ( $r=0,3333$ ,  $p=0,0092$ ) (Anexo - Tablas suplementarias 2 y 3).

Los análisis de correlación de Pearson realizados para la abundancia de familias de Glomeromycota y la estructura de la vegetación mostraron que las familias Glomeraceae, Acaulosporaceae y Diversisporaceae correlacionan de forma positiva con la abundancia de *L. lucidum* en el año 2016 ( $r=0,2623$ ,  $p=0,0429$ ;  $r=0,3071$ ,  $p=0,0169$  y  $r=0,2639$ ,  $p=0,0416$  respectivamente), y Entrophosporaceae correlaciona positivamente con la abundancia de *L. lucidum* en el año 2017 ( $r=0,2797$   $p=0,0303$ ). Acaulosporaceae y Gigasporaceae mostraron valores de correlación positivos con la abundancia de renovales de *L. lucidum* en 2016 ( $r=0,2958$ ,  $p=0,0217$ ;  $r=0,26140$ ,  $p=0,0436$  respectivamente), y Gigasporaceae mostró la misma tendencia en 2017 ( $r=0,2843$   $p=0,0276$ ) (Anexo - Tablas suplementarias 4 y 5).

Los PCO realizados utilizando la abundancia de morfoespecies por sitio para cada año de muestreo dieron como resultado en ambos casos una única nube de puntos en la que los puntos de bosque nativo, mixto e invadido se superponen entre sí (Figuras 4.4 y 4.5). Además, se observa que los puntos correspondientes a sitios de bosque invadido y mixto muestran mayor proximidad entre ellos, formando una nube más compacta que la de

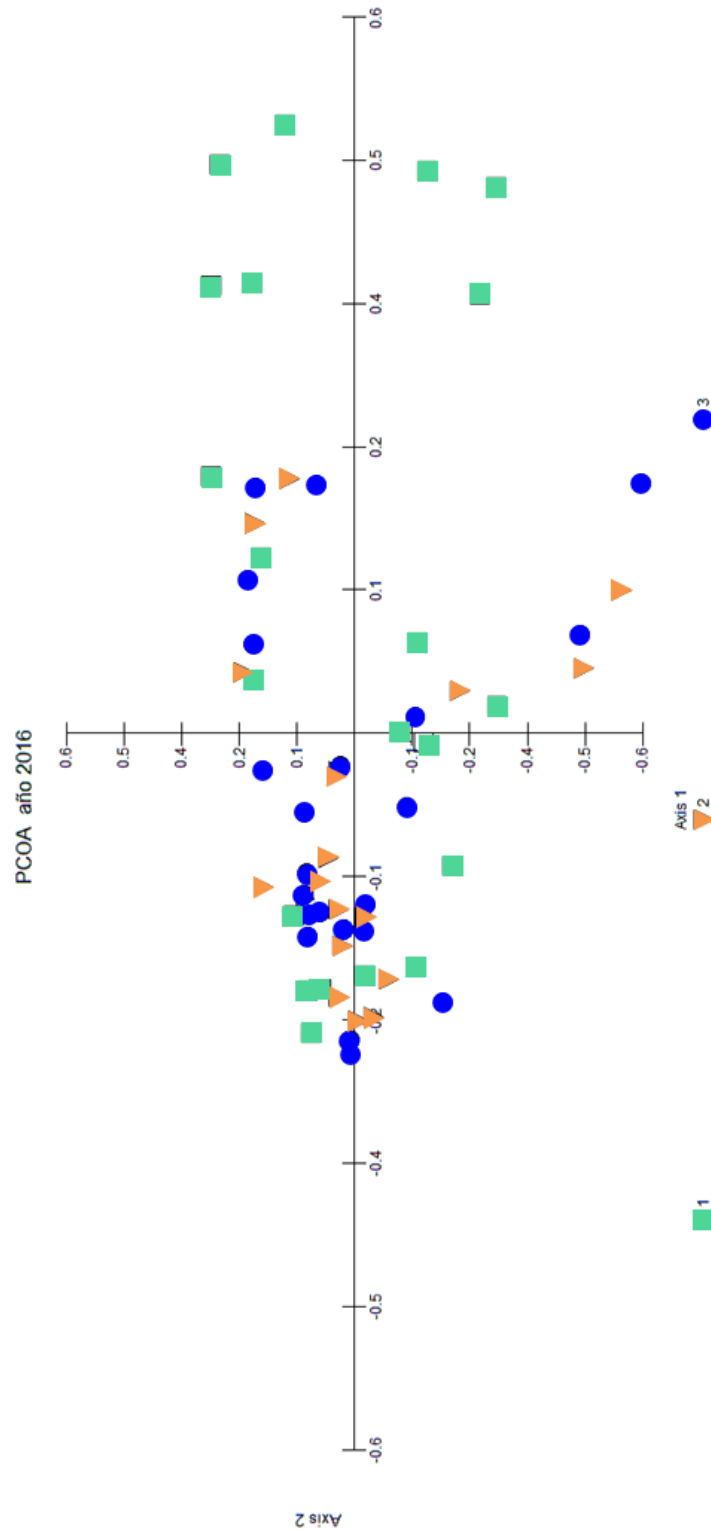
sitios de bosque nativo. La cercanía entre los puntos es indicadora de la similitud en su composición específica. Por lo tanto, en los sitios invadidos y mixtos existe una menor variabilidad en la composición de la comunidad de HMA. Los puntos de bosque nativo, por otro lado, forman una nube más dispersa, que señala una mayor variabilidad en la composición de la comunidad entre sitios.

Con los datos de obtenidos en el ensayo con plantas trampa se realizó un PCA (Figura 4.6) que dio como resultado una nube de puntos dispersa. Los tratamientos de bosque mixto e invadido no conformaron grupos distinguibles, mientras que los puntos correspondientes al tratamiento con suelo del bosque nativo se ubicaron próximos entre sí en el cuadrante III, asociados con las morfoespecies fúngicas *D. spurca* y *R. clarus*.

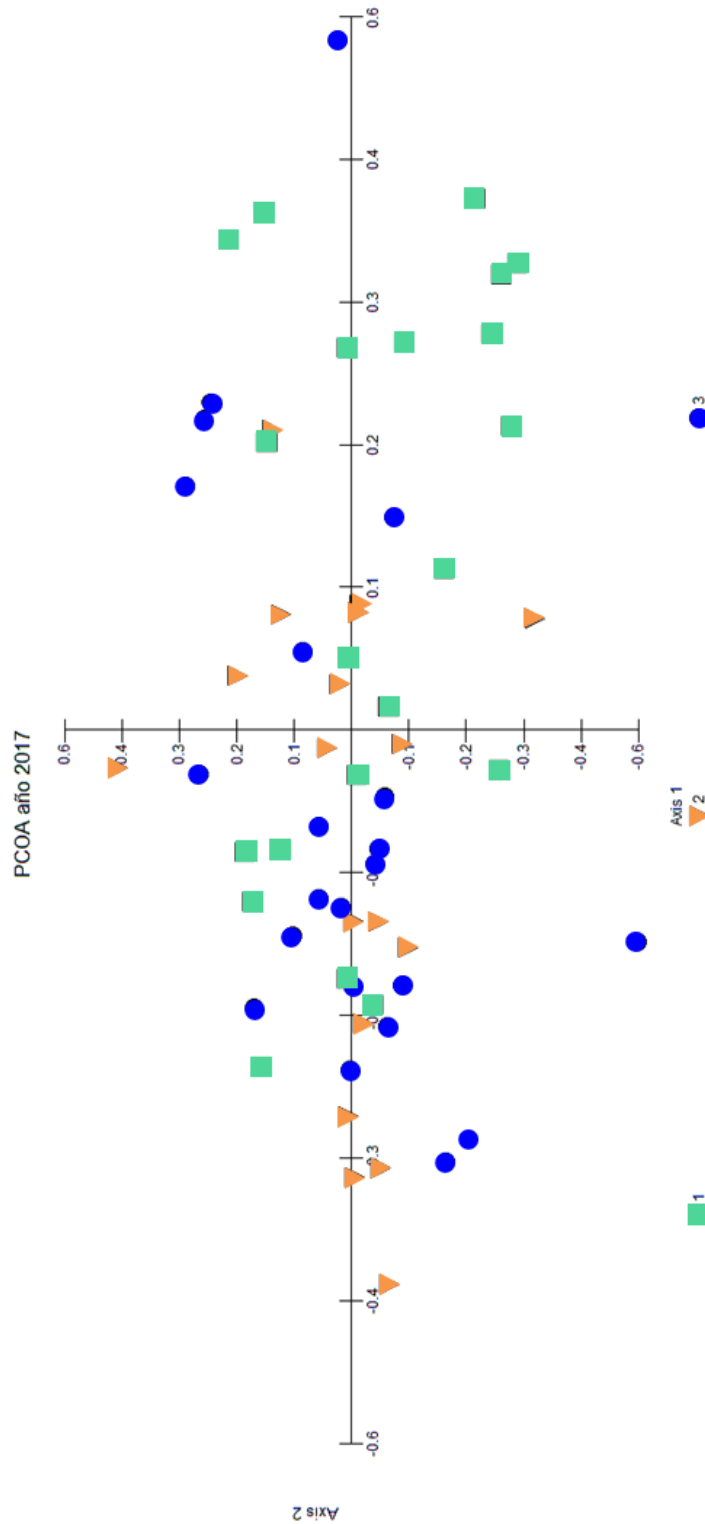
El análisis de especies indicadoras señaló a la morfoespecie *P. albidum* como indicadora de los sitios de bosque mixto (IV= 36,4,  $p=0,0024$ ) y a *G. aggregatus* como indicadora de los sitios invadidos (IV=32,8,  $p=0,0108$ ).

**Tabla 4.1:** Resultados del análisis de la varianza multivariado con permutación (PERMANOVA) para los factores vegetación (NAT: bosque nativo, MIX: bosque mixto, INV: bosque invadido) en los años 2016 y 2017. Significancia: \*  $p<0,05$ ; \*\* $p<0,01$ ; ns= no significativo.

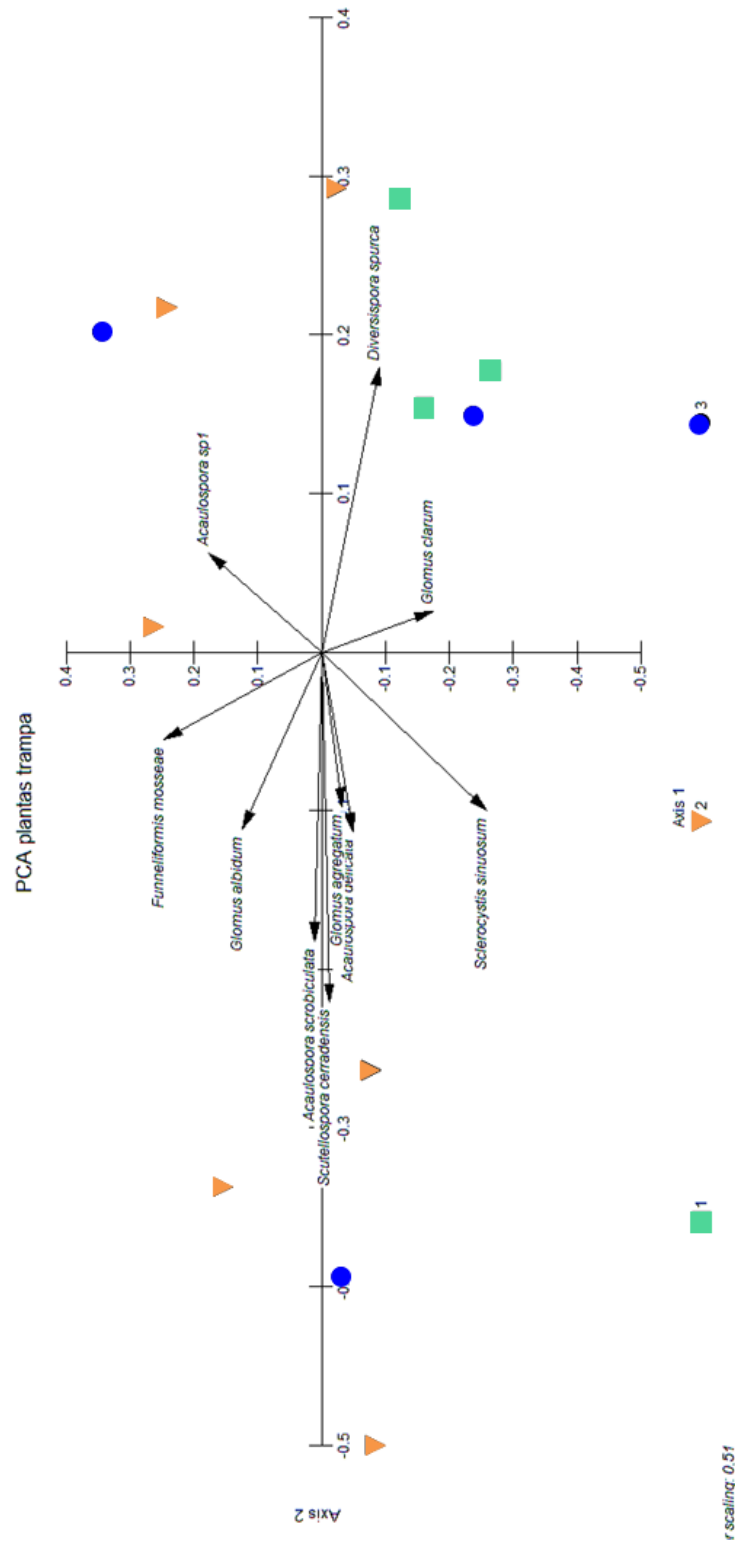
Año	F observado	Comparación de a pares
2016	1,8882*	NAT vs MIX **
		NAT vs INV *
		MIX vs INV ns
2017	1,80102*	NAT vs MIX *
		NAT vs INV *
		MIX vs INV ns



**Figura 4.4:** Análisis de coordenadas principales de las morfoespecies de hongos formadores de micorrizas arbusculares recuperadas en el año 2016 en suelo de talares con diferente grado de invasión de ligustro (1= bosque nativo, 2=bosque mixto, 3=bosque invadido). Varianza acumulada explicada: 46,95%.



**Figura 4.5:** Análisis de coordenadas principales de las morfoespecies de hongos formadores de micorrizas arbusculares recuperadas en el año 2017 en suelo de talares con diferente grado de invasión de ligustro (1= bosque nativo, 2=bosque mixto, 3=bosque invadido). Varianza acumulada explicada: 51,05%



**Figura 4.6:** Análisis de componentes principales de las morfoespecies de hongos formadores de micorrizas arbusculares recuperadas luego del ensayo con plantas trampa con suelo de sitios con diferente grado de invasión de ligustro (1= bosque nativo, 2=bosque mixto, 3=bosque invadido). Varianza acumulada explicada: 51,04%.

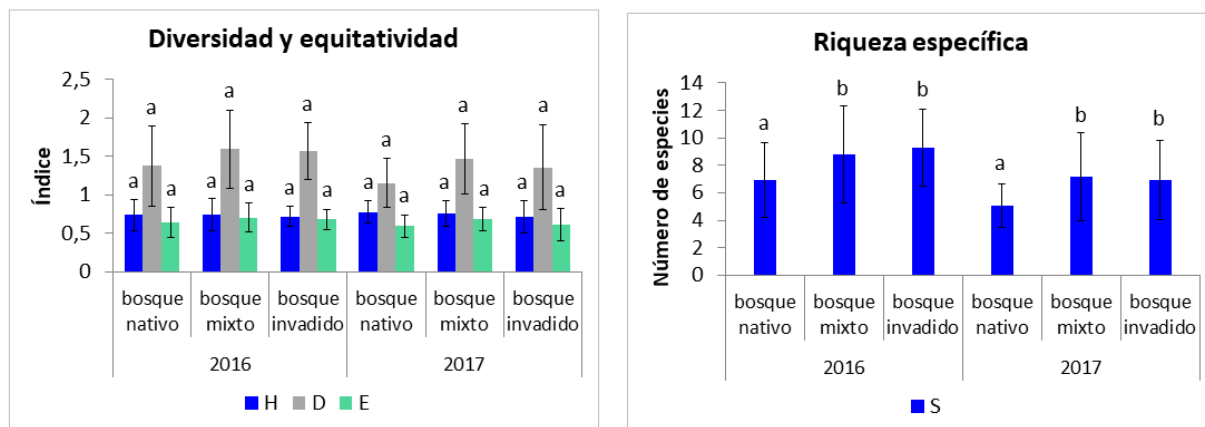


### 4.3.2 Diversidad y riqueza de HMA en el gradiente de invasión de *L. lucidum*

Los índices de diversidad y riqueza de esporas de HMA para las diferentes situaciones de vegetación en las transectas y años analizados se presentan en la figura 4.7.

Los ANOVAs realizados mostraron un efecto de la vegetación sobre la riqueza específica, que fue mayor en los sitios de bosque mixto e invadido que en los sitios de bosque nativo en el año 2016 ( $F=5,71$ ,  $p=0,0043$ ). Los índices de diversidad y el índice de equitatividad no mostraron diferencias.

El análisis de correlación de Pearson señaló que la riqueza específica y el índice de diversidad D correlacionan de forma positiva con la abundancia de ligustro en el año 2016 ( $r=0,4572$   $p=0,0002$ ;  $r=0,2583$   $p=0,0462$  respectivamente) y en el año 2017 ( $r=0,3520$   $p=0,0058$ ;  $r=0,2703$   $p=0,0367$  respectivamente). A su vez, la riqueza específica correlaciona de manera negativa con la abundancia de especies nativas en ambos años ( $r=-0,3662$   $p=0,0040$  en 2016;  $r=-0,28368$   $p=0,0280$  en 2017). El índice de diversidad H y el índice de equitatividad no mostraron correlaciones significativas con las variables de vegetación. En particular, la riqueza específica exhibió valores de correlación negativos en relación a la abundancia de *S. buxifolia* en 2016 ( $r=-0,3601$   $p=0,0047$ ) y 2017 ( $r=-0,3163$   $p=0,0138$ ), mientras que el índice de diversidad D mostró un valor de correlación negativo con *S. buxifolia* en 2016 ( $r=-0,2866$   $p=0,0263$ ) (Anexo – Tablas suplementarias 6 y 7).



**Figura 4.7:** Medias y desvíos de la riqueza específica (S), índice de equitatividad (E), índices de diversidad de Shannon-Wiener (H) y Simpson (D) de hongos formadores de micorrizas arbusculares recuperados en muestras de suelo en los años 2016 y 2017 en bosques de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* con diferente grado de invasión de *Ligustrum lucidum* (bosque nativo, bosque mixto y bosque invadido). Letras diferentes indican diferencias significativas.

#### 4.3.3 Comunidad de HMA en el gradiente de invasión de *L. lucidum*: relación con las propiedades del suelo

Los resultados de los análisis de correlación de Pearson realizados para las propiedades químicas del suelo con la abundancia de morfoespecies de HMA que presentaron valores significativos se presentan en la tabla 4.2. Trece de las 32 morfoespecies fúngicas mostraron correlación significativa con alguna de las propiedades edáficas (Anexo – Tablas suplementarias 2 y 3).

Con respecto a los parámetros de la comunidad fúngica, la riqueza específica mostró correlación negativa con el contenido de MO, N y P en ambos años ( $r=-0,3162$   $p=0,0138$ ;  $r=-0,03004$   $p=0,0196$ ;  $r=-0,3208$   $p=0,0124$  respectivamente en 2016 y  $r=-0,3389$   $p=0,0080$ ;  $r=-0,2808$   $p=0,0297$ ;  $r=0,2893$   $p=0,0249$  respectivamente en 2017). Además, la riqueza específica mostró correlación positiva con el contenido de Mg en 2017 ( $r=0,3814$   $p=0,0026$ ). De la misma forma, el índice de diversidad D correlacionó negativamente con el contenido de MO y positivamente con el contenido de Mg<sup>\*\*</sup> en 2017 ( $r=-0,2770$   $p=0,0321$ ;  $r=0,35814$   $p=0,0049$  respectivamente). Los demás índices de diversidad y equitatividad no mostraron correlación significativa con las variables de suelo (Anexo - Tablas suplementarias 6 y 7).

**Tabla 4.8:** Correlaciones de Pearson entre la abundancia de morfoespecies de Glomeromycota y las propiedades químicas del suelo evaluadas a 0-20 cm de profundidad y 0-40 cm de profundidad.

Año	Variables edáficas	Morfoespecies fúngicas	Correlación de Pearson	Significancia
2016	Fósforo asimilable (ppm P)	<i>Rhizophagus aggregatus</i>	-0,29814	*
	CIC meq/100g de suelo	<i>Funneliformis badium</i>	-0,26908	*
	Materia orgánica (%)	<i>Rhizophagus aggregatus</i>	-0,38664	**
	Nitrógeno total (%)	<i>Dentiscutata cerradensis</i>	0,25676	*
		<i>Rhizophagus aggregatus</i>	-0,38661	*
	Mg+ + meq/100g de suelo	<i>Corymbiglomus corymbiforme</i>	0,26570	*
		<i>Kamienskia bistrata</i>	0,28053	*
		<i>Paraglomus albidum</i>	-0,31397	*
	Na+ meq/100g de suelo	<i>Paraglomus albidum</i>	-0,31397	*
	K+ meq/100g de suelo	<i>Acaulospora delicata</i>	-0,25892	*
		Ca++ meq/100g de suelo	<i>Funneliformis coronatus</i>	-0,29099
	<i>Glomus sp. 1</i>		-0,39052	**
2017	Fósforo asimilable (ppm P)	<i>Funneliformis mosseae</i>	-0,26192	*
		<i>Rhizophagus aggregatus</i>	-0,25447	*
	CIC meq/100g de suelo	<i>Acaulospora scrobiculata</i>	-0,30769	*
		<i>Scutellospora sp. 2</i>	-0,27364	*
	Mg+ + meq/100g de suelo	<i>Acaulospora scrobiculata</i>	0,32797	*
		<i>Funneliformis badium</i>	0,26794	*
	Na+ meq/100g de suelo	<i>Paraglomus albidum</i>	-0,29448	*
		<i>Rhizophagus intrarradices</i>	-0,27581	*

Significancia: \* p<0,05; \*\*p<0,01

#### 4.4 Discusión

En este estudio se analizó el efecto de la invasión de *L. lucidum* sobre la comunidad de HMA en sitios de talar con un gradiente creciente en la abundancia relativa de esta especie exótica. Como se mencionó en el Capítulo 3, fueron recuperadas 32 morfoespecies de HMA. Algunas de las morfoespecies más abundantes fueron *S. constrictum*, *Sc. sinuosa*, *D. spurca*, *E. infrequens* y *F. mosseae*, y la familia más abundante fue Glomeraceae. Los análisis estadísticos realizados con los datos de abundancia de HMA permitieron identificar diferentes patrones de distribución de las morfoespecies fúngicas a lo largo del gradiente de invasión e interacciones con la estructura de la comunidad vegetal. Las morfoespecies

encontradas mayormente en sitios invadidos y con presencia de *L. lucidum* fueron *R. aggregatus* y *P. albidum*. Las morfoespecies asociadas positivamente con la abundancia de la especie invasora y renovales de ligustro fueron *A. delicata*, *A. mellea*, *D. spurca*, *Sc. sinuosa*, *F. mosseae*, *E. infrequens* y *R. microaggregatus*. Además, *P. albidum* fue detectada como especie indicadora de sitios invadidos en el primer año de muestreo. Es posible afirmar que estas morfoespecies se encuentran más representadas en sitios con presencia de *L. lucidum*, lo que podría indicar que están siendo favorecidas por la invasión. Irrazabal (2007) registró a *A. mellea* como una morfoespecie dominante en bosques nativos de tala y coronillo, mientras que *A. delicata* fue registrada como abundante tanto en el bosque nativo como en sitios desmontados, indicando una gran capacidad de resistencia a disturbios. Por otro lado, *Sc. sinuosa* es una de las morfoespecies más abundantes registradas en este estudio, registrada tanto en sitios de vegetación nativa como en sitios invadidos, lo que podría señalar una capacidad para asociarse con las plantas nativas y con la invasora, además de una alta tolerancia a disturbios provocados por cambios en la composición de la comunidad vegetal.

Como se mencionó en el capítulo anterior, Borda et al. (2020) señalaron a *S. constrictum* como morfoespecie indicadora de los sitios invadidos en su estudio sobre el impacto de la invasión de *L. lucidum* en bosques de las Sierras de Córdoba sobre la comunidad de HMA. Es interesante destacar que en este estudio dicha morfoespecie se encontró en todos los sitios de talar, tanto nativo como invadido y no mostró diferencias entre situaciones de vegetación. Los resultados obtenidos indican que el establecimiento de la especie exótica ejerce un efecto diferencial sobre las distintas morfoespecies fúngicas, aumentando la abundancia de algunas y reduciendo la de otras mientras que un tercer grupo de morfoespecies no aparenta cambios.

La única morfoespecie asociada positivamente con la vegetación arbórea nativa fue *Scutellospora* sp. 2., que mostró una correlación positiva con la abundancia de *J. rhombifolia*. De acuerdo con Chagnon et al. (2013), la familia Gigasporaceae, a la que pertenece el género *Scutellospora*, presenta una estrategia competidora, caracterizada por su eficiencia en la absorción y traslocación de fósforo a la planta hospedadora, una gran producción de micelio y esporulación tardía en comparación con las demás familias. Por

estos motivos, las Gigasporaceae parecen estar adaptadas a ecosistemas estables como los talares, con una alta competencia por los recursos y donde las plantas hospedadoras favorecen el crecimiento vegetativo por sobre la reproducción (Souza, 2005).

Con respecto a las familias de Glomeromycota, todas estuvieron representadas en las diferentes situaciones de vegetación y, de la misma forma que las especies, sus abundancias mostraron diferentes relaciones con la composición de la comunidad. La familia Claroideoglomeraceae presentó mayor abundancia en sitios invadidos en el año 2016, mientras que Glomeraceae, Acaulosporaceae y Diversisporaceae mostraron valores de correlación positivos con la abundancia de ligustro. De acuerdo con Chagnon et al. (2013), las Glomeraceae y las Claroideoglomeraceae presentan una estrategia “ruderal”, mientras que las Acaulosporaceae y Diversisporaceae pertenecen al grupo de familias “tolerantes al estrés”. Las especies ruderales tienen ciclos de vida cortos y una rápida producción de biomasa, lo que resulta favorable para especies vegetales con la misma estrategia de crecimiento rápido y gran producción de biomasa en corto tiempo, como es el caso de *L. lucidum* (Fernández et al., 2020). En el caso de las especies tolerantes al estrés, tienen la capacidad de subsistir con una baja disponibilidad de carbono por parte del hospedador.

Los PCO realizados para ambos años de muestreo sugieren que la invasión de *L. lucidum* tiende a generar comunidades de HMA menos variables, provocando una convergencia en su composición y reduciendo la variabilidad presente en el ecosistema nativo. Johnson y Wedin (1997) reportaron un resultado similar en bosques de América Central ante la invasión de especies herbáceas, donde la reducción en la diversidad de la vegetación aumentó la similitud entre las comunidades fúngicas. El PCA realizado con los datos de presencia/ausencia de morfoespecies recuperadas en el ensayo de plantas trampa mostró que las muestras de bosque nativo conformaron un grupo más compacto, asociado con las morfoespecies *R. clarus* y *D. spurca*. Es interesante destacar que *D. spurca* mostró correlación positiva con la abundancia de ligustro en las muestras de campo, exhibiendo un resultado contrastante en este ensayo. *Rhizophagus clarus*, por otro lado, es la única especie recuperada en el ensayo de plantas trampa que no fue registrada en los muestreos

a campo. Es probable que esta especie no haya sido detectada en los muestreos de campo por no encontrarse esporulada en el momento de la toma de muestras.

El efecto de la presencia de *L. lucidum* sobre los índices de diversidad y riqueza de HMA se caracterizó por un aumento de la riqueza específica en los sitios mixtos e invadidos. Además, esta variable y el índice de diversidad D mostraron valores de correlación positivos con la abundancia de la especie exótica y negativos con la abundancia de especies nativas. Es decir, que la presencia de la especie exótica se asocia con un aumento en la riqueza específica de HMA y una disminución de la diversidad – ya que el índice de diversidad D representa la probabilidad de que dos individuos extraídos al azar de la comunidad pertenezcan a la misma especie, valores más pequeños indican una mayor diversidad-. Este aumento de la riqueza específica en los sitios invadidos no coincide por lo reportado por otros autores en estudios de este tipo (Zubeck et al., 2016) donde la riqueza de HMA se vio disminuida ante el establecimiento de plantas invasoras. Por otro lado, la disminución de la diversidad fúngica asociada a la abundancia de la especie exótica, probablemente debido a la pérdida de diversidad vegetal (Sharmah & Jha, 2014).

Las propiedades del suelo no mostraron valores de correlación significativos con la mayoría de las morfoespecies de HMA. De acuerdo con lo señalado en el Capítulo 2, las variables que mostraron diferencias entre situaciones de vegetación fueron el contenido de MO, N y P, cuya disponibilidad tiende a disminuir con el avance de la invasión. Estas tres variables se asociaron de forma negativa con la abundancia de *R. aggregatus*, una morfoespecie indicadora de sitios invadidos y asociada a la presencia de ligustro. No es posible afirmar si las variaciones en la abundancia de esta morfoespecie se deben a la identidad de las plantas hospedadoras, a los cambios en las propiedades edáficas o a una combinación de estos factores, pero sí se evidencia una asociación positiva con el avance de la invasora. Las variaciones en la abundancia de algunas morfoespecies fúngicas en relación a las demás variables de suelo (CE, CIC, Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>, Mg<sup>++</sup> y pH) pueden estar relacionadas con los rangos de tolerancia particulares de dichas especies y variaciones microambientales de las propiedades del suelo que, de acuerdo con los resultados expuestos en el Capítulo 2, no demostraron tener relación con la invasión de *L. lucidum*.

Los contenidos de MO, N y P correlacionaron negativamente con la riqueza específica, un resultado que coincide con el comportamiento de esta variable en relación a la presencia de ligustro. Se ha demostrado que las plantas hospedadoras requieren de la simbiosis con HMA cuando la disponibilidad de fósforo es reducida, ya que esta asociación facilita el acceso a nutrientes con poca movilidad en el suelo (Smith & Read, 2008), o bien cuando ocurre una baja tasa de mineralización de P debido a una baja cantidad de MO que aporte este nutriente (Bünemann et al., 2011). Con respecto al N, un estudio realizado por Camenzind et al. (2014) en bosques tropicales montanos de Ecuador, demostró que la adición de N provocó una disminución en la riqueza específica de HMA. Esto podría explicar la menor riqueza de HMA encontrada en sitios con alta disponibilidad de estos nutrientes.

Debido a que en este estudio se realizaron muestreos únicos anuales y se empleó un método morfológico para la determinación de las morfoespecies de Glomeromycota, la diversidad fúngica puede haber sido subestimada. Es posible que se haya sobreestimado la abundancia de morfoespecies que esporulan esporádica o estacionalmente (Njeru et al., 2015). Además, la toma de muestras a la profundidad de 15 cm implica un límite a la obtención de información de lo ocurrido a mayor profundidad (Oehl et al., 2005). Por estos motivos, análisis moleculares complementarios de los suelos llevados a cabo en diferentes estaciones y a distintas profundidades permitirían contrastar los resultados obtenidos en este estudio.

## 4.5 Conclusiones

Lo resultados obtenidos permitieron describir el impacto del establecimiento de *L. lucidum* en bosques de *C. tala* y *S. buxifolia* sobre la comunidad de HMA. Las distintas morfoespecies y familias que conforman la comunidad fúngica mostraron diferentes relaciones con la vegetación arbórea.

Las morfoespecies *Scutellospora sp. 2*, *R. clarus* y *D. spurca* se asocian positivamente con la vegetación nativa, por lo que pueden señalarse como las más susceptibles a ser perjudicadas por el establecimiento de la exótica si bien ninguna de las morfoespecies fúngicas muestra una tendencia a disminuir ante el avance del ligustro. El efecto de la invasión se evidenció en el aumento de la abundancia de algunas morfoespecies

pertenecientes principalmente a la familia Glomeraceae. La abundancia de la mayoría de las especies de HMA no muestra diferencias asociadas a los cambios en la vegetación arbórea, señalando una cierta resiliencia de la comunidad fúngica frente a la pérdida de diversidad vegetal.

Se puede aceptar parcialmente la hipótesis planteada ya que se observó una asociación positiva entre *L. lucidum* y algunas morfoespecies de HMA, que tienden a ser favorecidas por la invasión. Si bien esto constituye una modificación en la comunidad de hongos, la mayoría de las morfoespecies registradas no mostró variaciones y no se registró pérdida de morfoespecies en los sitios invadidos. Por otro lado, contrariamente a lo planteado en la hipótesis, la riqueza específica fue mayor en los sitios invadidos por *L. lucidum*, con una disminución de la diversidad y una tendencia a la reducción de la variabilidad en la comunidad fúngica.



## CAPÍTULO 5

**Ensayo de dependencia micorrícica de *Celtis talay* y *Ligustrum lucidum* en estadios tempranos de crecimiento: efecto de la invasión sobre las relaciones de mutualismo en los talares**

## 5.1 Introducción

La asociación con HMA puede ser un factor determinante para la composición y estructura de las comunidades vegetales (Klironomos et al., 2011). Si bien las micorrizas se asocian generalmente a un efecto benéfico para la planta hospedadora, en la naturaleza existe un amplio espectro de respuestas a la micorrización que van desde positivas hasta neutras o negativas y varían con las diferentes especies fúngicas y vegetales. Este gradiente de respuesta se conoce como el continuo mutualismo-parasitismo (Johnson et al., 1997): en el extremo mutualista se ubican las asociaciones entre HMA y plantas con alta dependencia micorrícica, que no pueden sobrevivir en ausencia de sus simbiosites; mientras que en el extremo parasítico se encuentran aquellas interacciones que representan un perjuicio para la planta huésped e incluso pueden llevarla a la muerte. De esta forma, generando diferentes beneficios o daños a las plantas hospedadoras, los HMA pueden afectar la capacidad competitiva de las distintas especies (Marler et al., 1999).

El impacto de la llegada de una planta exótica sobre la comunidad de HMA preexistente depende de su status micorrícico. Es decir, que, si la especie invasora es poco o nada dependiente de las micorrizas, la disponibilidad de propágulos de HMA en el suelo disminuirá, afectando negativamente al desarrollo de las plantas nativas que se benefician de esta simbiosis. Si las plantas nativas son dependientes de la simbiosis, esto puede provocar una disminución de su capacidad competitiva, aumentando así el éxito de la invasión (Goodwin, 1992). Por otro lado, si la planta invasora es dependiente de la micorrización y establece una interacción positiva con una especie fúngica nativa, tiene lugar una retroalimentación positiva entre ambas especies. Como explica el modelo de Bever (2003), en este caso el cambio en la comunidad de HMA puede perjudicar a las plantas nativas (ver capítulo 1).

Profundizar en el conocimiento de los cambios que se producen en la comunidad micorrícica del ecosistema con la llegada de una planta exótica podría ser de gran utilidad para poder controlar las invasiones que generalmente suponen graves problemas y provocan una gran pérdida de la diversidad autóctona (Rodríguez-Echeverría, 2009). Si bien numerosas investigaciones han estudiado los cambios en las comunidades de HMA durante procesos de invasión (Mummey et al., 2006; Hawkes et al., 2006; Zubek et al., 2016; Borda

et al., 2019; Aslani et al., 2019), los mecanismos que subyacen estos cambios y las consecuencias que pueden tener en los distintos ecosistemas aún no han sido bien dilucidados.

La especie *L. lucidum* ha sido previamente citada como hospedadora de HMA en condiciones de campo por Velázquez (2004). Asimismo, estudios realizados por Irrazabal (2007) demostraron que la especie *C. tala* es hospedadora de HMA tanto en condiciones de campo como de invernáculo y que al ser inoculada con suelo de los talares exhibe dependencia micorrícica positiva, pero, por el contrario, al recibir otros sustratos -inóculo proveniente del bosque y reproducido en plantas trampa- o cultivos puros - aislamientos de *R. intrarradices*- como fuente de inóculo muestra una respuesta desfavorable a la micorrización. Estos resultados indican que la especie nativa resulta sensible a cambios en las especies de HMA presentes en el suelo.

### 5.1.1 Objetivo

El objetivo consistió en determinar el efecto que el establecimiento del ligustro ejerce sobre la interacción de las plántulas de *C. tala* y *L. lucidum* con los HMA presentes en el suelo del talar a través de un ensayo de invernáculo, utilizando fuentes de propágulos de HMA provenientes del bosque nativo y del bosque invadido por ligustro. Se llevó a cabo un bioensayo en el que se evaluaron los porcentajes de colonización y respuesta a la micorrización en etapas tempranas del desarrollo de ambas especies arbóreas al ser inoculadas con suelo proveniente de sitios de los talares, con dominancia de especies nativos y con dominancia de ligustro, creciendo por separado y de manera conjunta (una plántula de cada especie coexistiendo en una misma maceta).

Se partió de la **hipótesis** de que la especie invasora tiene la capacidad de asociarse con una o varias especies de HMA nativas y que esta asociación desencadena un proceso de retroalimentación positiva, provocando un cambio en la comunidad de hongos mediante el aumento en la densidad de propágulos de ésta/s especie/s de HMA en detrimento de las demás y afectando negativamente a *C. tala*, cuya capacidad de asociarse con los HMA se ve disminuida.

## 5.2. Materiales y métodos

### 5.2.1 Sitio de estudio

El estudio se llevó a cabo durante seis meses, entre mayo y octubre de 2018 bajo condiciones de invernáculo en el Instituto de Botánica Spegazzini, UNLP. Las plantas crecieron en condiciones de temperatura y fotoperiodo controlado y fueron regadas periódicamente con agua filtrada (Figura 5.1). El suelo utilizado como inóculo de HMA fue colectado en parches de bosque con vegetación nativa típica de *C. tala*, *S. buxifolia* y *J. rhombifolia* (NAT) y parches completamente invadidos por *L. lucidum* sin presencia de árboles nativos (INV). Se seleccionaron tres sitios representativos de cada situación de vegetación, correspondientes a los extremos de las transectas A, B y C (ver Capítulos 2 y 3) y en cada uno se tomaron seis submuestras de suelo, que luego se homogeneizaron para formar los dos inóculos, NAT e INV (Figura 5.2).



**Figura 5.1:** Plántulas de *Ligustrum lucidum* (izquierda) y *Celtis tala* (derecha) creciendo en invernáculo.



**Figura 5.2:** Bosque nativo típico de *Celtis tala* y *Scutia buxifolia* (izquierda) y bosque invadido por *Ligustrum lucidum* (derecha).

### 5.2.2 Experimento en invernáculo

El suelo y las semillas de *C. tala* y *L. lucidum* fueron colectadas de forma aleatoria en los sitios de estudio. Las semillas fueron lavadas con hipoclorito de sodio y agua al 10% para eliminar los microorganismos adheridos a la superficie. Posteriormente fueron germinadas en sustrato compuesto por perlita:vermiculita:terrafertil huertas® (1:1:3) previamente tinalizado. La tinalización consiste en la aplicación de tratamientos térmicos de 30 minutos a 100°C durante tres días consecutivos, dejando el material a temperatura ambiente en intervalos de 24 horas (Sieverding, 1984). Tres semanas luego de la germinación, las plántulas fueron seleccionadas por uniformidad de tamaño, trasplantadas en macetas de 3 litros (con el mismo sustrato descrito) e inoculadas con 100 g/suelo seco proveniente de los sitios NAT e INV.

El ensayo consistió en 12 tratamientos:

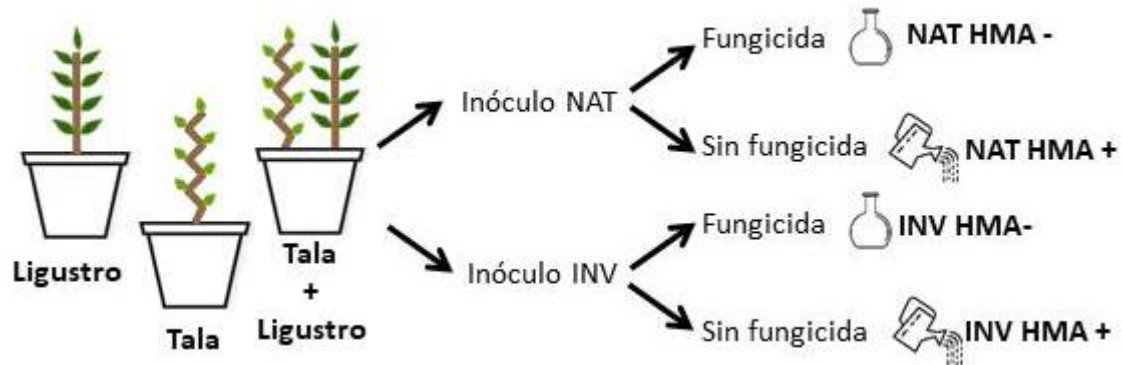
- i) *Ligustrum. lucidum*, control con fungicida (inhibición de HMA), con suelo proveniente de NAT.
- ii) *Celtis tala*, control con fungicida (inhibición de HMA), con suelo proveniente de NAT.
- iii) *Ligustrum lucidum* + *C. tala*, control con fungicida (inhibición de HMA), con suelo proveniente de NAT.

- iv) *Ligustrum lucidum*, control con fungicida (inhibición de HMA), con suelo proveniente de INV.
- v) *Celtis tala*, control con fungicida (inhibición de HMA), con suelo proveniente de INV.
- vi) *Ligustrum lucidum* + *C. tala*, control con fungicida (inhibición de HMA), con suelo proveniente INV.
- vii) *Ligustrum lucidum* con inóculo proveniente de NAT.
- viii) *Celtis tala* con inóculo proveniente de NAT.
- ix) *Ligustrum lucidum* + *C. tala* con inóculo proveniente de NAT.
- x) *Ligustrum lucidum* con inóculo proveniente de NAT.
- xi) *Celtis tala* con inóculo proveniente de INV.
- xii) *Ligustrum lucidum* + *C. tala* con inóculo proveniente de INV.

En total se emplearon 60 macetas y 80 plantas: 5 repeticiones x [2 especies (*C. tala*, *L. lucidum*) + 1 maceta cultivo mixto] x [2 tratamientos con HMA (HMA+, HMA-)] x [2 fuentes de inóculo (NAT, INV)] (Figura 5.3).

Para inhibir la colonización micorrícica arbuscular en los tratamientos control (HMA-) se utilizó un fungicida comercial con benomyl (50 mg de benomyl en 100 ml de agua filtrada por 1 kg de suelo) (Koorem et al. 2012). El benomyl suprime diferentes tipos de hongos rizosféricos (patógenos, endófitos septados oscuros y HMA) y ha sido empleado exitosamente para suprimir la actividad micorrícica en numerosos estudios (Cahill et al., 2008; Gross et al., 2010; Deguchi et al., 2012; Grilli et al., 2014). Este método permite conservar parte de la microbiota del suelo, tiene escasos efectos secundarios sobre las plantas y no produce modificaciones en la composición química del sustrato como las ocasionadas por la radiación gamma o la esterilización por temperatura (Kahiluoto et al., 2000). El fungicida fue aplicado al comienzo del experimento y cada tres semanas hasta el final, en la concentración previamente indicada. Las macetas que no recibieron el fungicida fueron regadas con igual volumen de agua.

Las plantas utilizadas en el experimento crecieron en invernáculo en condiciones controladas y fueron rotadas periódicamente para evitar las diferencias ambientales. Luego de seis meses fueron removidas de las macetas y las raíces fueron lavadas cuidadosamente para evitar el daño.



**Figura 5.3:** Diseño del ensayo en invernáculo, con macetas de *Celtis tala*, *Ligustrum lucidum* y macetas consociadas de ambas especies, inoculadas con suelo de bosque nativo (NAT) y bosque invadido (INV), tratadas con fungicida y sin fungicida (HMA- y HMA+).

### 5.2.3 Parámetros de crecimiento y colonización micorrícica

Al finalizar el ensayo se midieron parámetros de crecimiento vegetativo de las plantas. En cada una se separó el sistema aéreo del sistema radicular. Se midieron las longitudes del tallo y la raíz utilizando un metro desde la base hasta los meristemas apicales. Las estructuras aéreas y radicales fueron secadas en estufa a 60°C hasta peso constante y se pesaron para obtener la biomasa (B).

Con los datos de B se calculó el “índice de dependencia micorrícica” (DM) utilizando la siguiente fórmula:  $DM = [(B \text{ plantas inoculadas} - B \text{ plantas no inoculadas}) / B \text{ plantas inoculadas}] \times 100$  (Plenchette et al., 1983).

Para evaluar la colonización micorrícica, se seleccionaron raíces finas y en buen estado provenientes de las 80 plantas y se procedió a la tinción radical según Phillips y Hayman (1970). Los porcentajes de colonización se cuantificaron de acuerdo con Cabello (2013). Para cada repetición se cortaron 50 segmentos de 1 cm de las raíces teñidas, se montaron paralelamente en portaobjetos y se realizó la observación al microscopio, desplazando el campo de visión sobre tres líneas imaginarias transversales a las raíces (tres observaciones por fragmento). En cada intersección con las raíces se registró presencia/ausencia de las estructuras características de la simbiosis micorrícica arbuscular:

micelio interno (MI), puntos de entrada (PE), arbusculos (Ar), vesículas (Ve) y Coils (Co). Finalmente se calcularon los porcentajes de presencia de cada estructura y el porcentaje de colonización total.

#### 5.2.4 Recuento e identificación de esporas de HMA

El aislamiento e identificación de las morfoespecies de HMA presentes en el suelo rizosférico para cada maceta se realizó mediante tamizado húmedo y decantado de 100 g de suelo con tamices de distinta apertura de malla (450-105-75-30  $\mu\text{m}$ ) (Gerdemann & Nicolson, 1973) y centrifugación en gradiente de sacarosa (Walker et al., 1982). Las esporas aisladas fueron identificadas en morfoespecies siguiendo las descripciones de Internacional Culture Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM, USA, <http://invam.cafwvu.edu>) y Błazkowski (2012). Para cada muestra se determinó la densidad de esporas, abundancia, riqueza específica e índices de diversidad. Los datos fueron referidos a 100 g de suelo seco.

#### 5.2.5 Análisis de datos

Para determinar diferencias entre tratamientos para los porcentajes de colonización se llevó a cabo un análisis de la varianza no paramétrico Kruskal-Wallis debido a que la variable no cumplió los supuestos del ANOVA. Los parámetros de crecimiento vegetal se sometieron a un ANOVA bifactorial, considerando los factores fungicida, fuente de inóculo y su interacción. La normalidad y homocedasticidad de varianzas fueron comprobadas con los test de Shapiro-Wilks y Levene. Se utilizó el test de Tukey para la comparación de medias.

Con los datos obtenidos del recuento e identificación de esporas se realizó un análisis de componentes principales (PCA) para explorar la asociación entre los tratamientos. Los valores de densidad de esporas, riqueza específica (S) e índices de diversidad se sometieron a un ANOVA bifactorial considerando los factores especie y fuente de inóculo y su interacción. No se encontraron esporas en buen estado de conservación en las macetas tratadas con fungicida, por lo que estas no fueron incluidas en los análisis. La normalidad y homocedasticidad de varianzas fueron comprobadas con los test de Shapiro-Wilks y Levene. Se utilizó el test de Tukey para la comparación de medias.



Para todos los tratamientos se realizaron análisis de correlación de Pearson entre los datos longitud del tallo, longitud de la raíz y biomasa con porcentajes de colonización total y de las diferentes estructuras características de la simbiosis.

En todos los análisis utilizó un nivel de significancia de  $\alpha=0,05$ . El análisis de los datos se llevó a cabo utilizando los software InfoStat versión 2016 (Di Renzo et al. 2016) y MVSP (Kovach, 1999).

## 5.3. Resultados

### 5.3.1. Parámetros de crecimiento, colonización y dependencia micorrícica

#### 5.3.1.1 *Celtis tala* en cultivo solitario

En la tabla 5.1 se presentan los resultados de los parámetros de crecimiento evaluados, la dependencia micorrícica (DM) para la biomasa y los resultados del ANOVA realizado. No se encontraron diferencias significativas en los parámetros de crecimiento, si bien se observa una tendencia al incremento de las tres variables en las plántulas inoculadas con NAT en presencia de HMA, y a la disminución de éstas en las plántulas inoculadas con INV en presencia de HMA. Los valores de DM mayores de cero indican una mejor performance de la planta en presencia de HMA que en aquellas sin micorrizas, mientras que una DM menor que cero indica lo opuesto.

**Tabla 5.1:** Parámetros de crecimiento y dependencia micorrícica (DM) de plántulas de *Celtis tala* en cultivos solitarios inoculadas con suelo de talaes nativos (NAT) e invadidos por *Ligustrum lucidum* (INV) tratado (HMA-) y no tratado con fungicida (HMA+) luego de 6 meses de crecimiento. Los valores son medias  $\pm$  desvío estándar (n=5).

<i>Celtis tala</i>		Longitud tallo(cm)	Longitud raíz (cm)	Biomasa (g)	DM
	HMA+	13,49 $\pm$ 3,30	8,56 $\pm$ 3,26	20,36 $\pm$ 5,91	
NAT	HMA-	11,67 $\pm$ 1,86	4,8 $\pm$ 0,72	16,46 $\pm$ 2,57	0,19
	HMA+	10,97 $\pm$ 5,81	5,19 $\pm$ 2,21	16,15 $\pm$ 7,90	
INV	HMA-	14,77 $\pm$ 5,02	6,64 $\pm$ 1,85	22,81 $\pm$ 6,86	-0,41
Resultados de ANOVA					
Inóculo		ns	ns	ns	
Fungicida		ns	ns	ns	
Inóculo x fungicida		ns	*	ns	

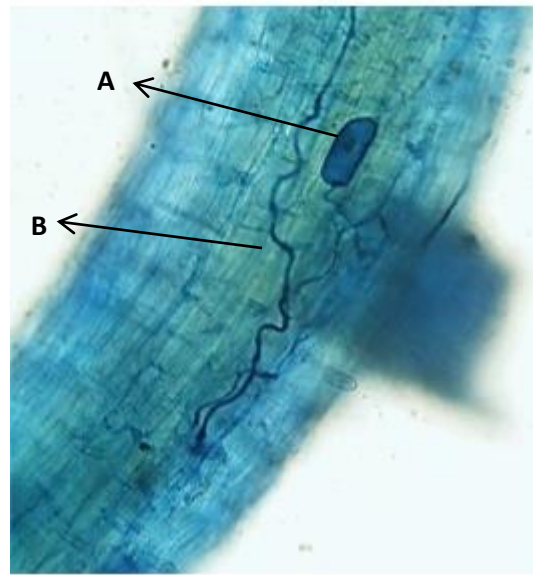
Resultados de ANOVA: \*  $p < 0,05$ ; \*\*  $p < 0,01$ ; \*\*\*  $p < 0,001$ ; ns= efecto no significativo

Las raíces de *C. tala* presentaron colonización por HMA y se observaron todas las estructuras características de la simbiosis micorrícica, excepto coils (Figura 5.4). En los tratamientos HMA- se observó una reducción en la colonización micorrícica (colonización total:  $h=7,52$   $p=0,0041$ ). Las plantas tratadas con fungicida presentaron valores de colonización total menores a 10%, mientras que los tratamientos sin fungicida mostraron valores que oscilaron entre el 13% y 35%.

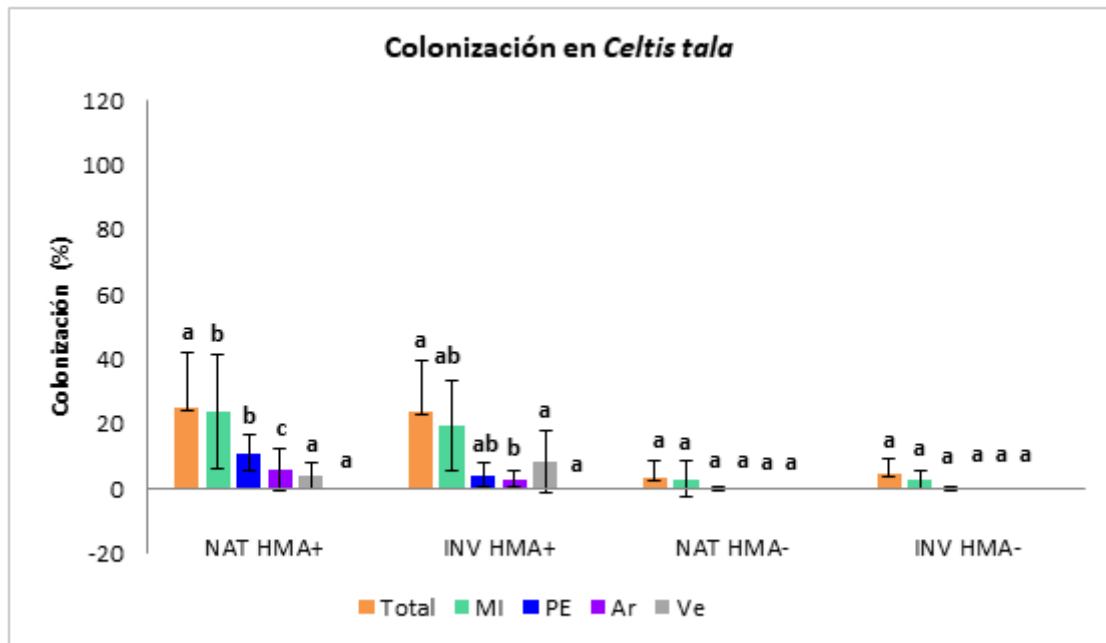
No se encontraron diferencias significativas en la colonización total entre tratamientos, aunque los porcentajes fueron mayores en las plantas inoculadas con NAT ( $h=7,70$   $p=0,0502$ ). Con respecto a las estructuras fúngicas, se observaron diferencias significativas en el porcentaje de puntos de entrada, micelio interno y arbusculos, que fueron mayores en las plantas inoculadas con NAT ( $h=7,87$   $p=0,047$ ;  $h=10,29$   $p=0,0093$ ;  $h=9,29$   $p=0,0084$  respectivamente) (Figura 5.5).

Los análisis de correlación de Pearson realizados para los parámetros de crecimiento y los porcentajes de colonización mostraron una correlación positiva entre los porcentajes de presencia de vesículas con la longitud del tallo y longitud de la raíz en las plantas inoculadas con NAT ( $r=0,7665$   $p=0,0264$ ;  $r=0,7340$   $p=0,0381$  respectivamente). Los

demás parámetros de crecimiento no mostraron correlaciones significativas con los porcentajes de colonización en ninguno de los tratamientos. Es interesante mencionar que, si bien los valores de correlación de Pearson entre porcentajes de colonización y parámetros de crecimiento en este tratamiento no fueron significativos, en el tratamiento INV exhibieron una tendencia a correlacionar de manera negativa, lo que coincide con el valor negativo de DM observado en este tratamiento (Anexo - Tabla suplementaria 8).



**Figura 5.4:** Fragmentos de raíces de *Celtis tala* coloreadas con azul de trypan colonizadas por hongos formadores de micorrizas. Se observa una vesícula (A) y micelio (B). Aumento 400x.



**Figura 5.5:** Porcentajes de colonización micorrícica total, presencia de micelio interno (MI), puntos de entrada (PE), arbuscúlos (Ar) y vesículas (Ve) en raíces de *Celtis tala* inoculadas con suelo de talares nativos (NAT) e invadidos (INV), tratadas (HMA-) y no tratadas con fungicida (HMA+) luego de seis meses de crecimiento en invernáculo. Los valores son medias y las barras corresponden al desvío estándar (n=5). Letras distintas indican diferencias significativas según test de Kruskal-Wallis (p<0,05).

### 5.3.1.2 *Ligustrum lucidum* en cultivo solitario

Los resultados de los parámetros de crecimiento evaluados, la dependencia micorrícica (DM) para la biomasa y los resultados del ANOVA realizado se presentan en la tabla 5.2. De los mismos se desprende que no se encontraron diferencias significativas en los parámetros de crecimiento.

**Tabla 5.2:** Parámetros de crecimiento y dependencia micorrícica (DM) de plántulas de *Ligustrum lucidum* en cultivos solitarios inoculadas con suelo de talares nativos (NAT) e invadidos por *L. lucidum* (INV) tratado (HMA-) y no tratado con fungicida (HMA+) luego de 6 meses de crecimiento. Los valores son medias  $\pm$  desvío estándar (n=5).

<i>Ligustrum lucidum</i>		Longitud tallo(cm)	Longitud raíz (cm)	Biomasa (g)	DM
	HMA+	84,90 $\pm$ 11,36	33,20 $\pm$ 3,70	27,02 $\pm$ 5,33	
NAT	HMA-	102,00 $\pm$ 8,60	38,20 $\pm$ 9,01	26,24 $\pm$ 1,98	0,03
	HMA+	81,88 $\pm$ 8,78	38,25 $\pm$ 4,86	28,6 $\pm$ 4,03	
INV	HMA-	87,20 $\pm$ 18,02	34,60 $\pm$ 3,58	23,4 $\pm$ 5,00	0,17
Resultados de ANOVA					
Inóculo		ns	ns	ns	
Fungicida		ns	ns	ns	
Inóculo x fungicida		ns	ns	ns	

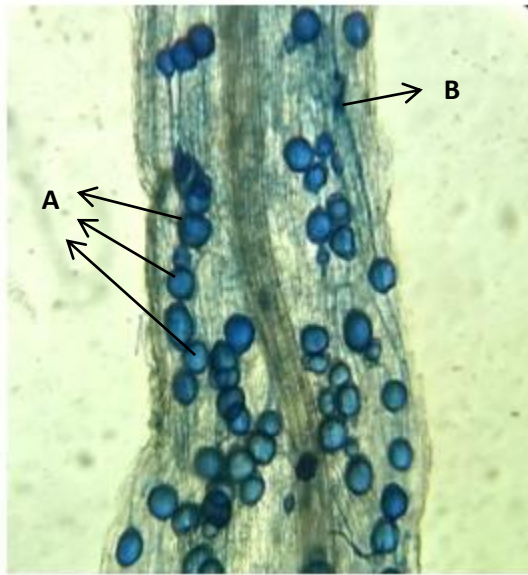
Resultados de ANOVA: \*  $p < 0,05$ ; \*\*  $p < 0,01$ ; \*\*\*  $p < 0,001$ ; ns= efecto no significativo

Las raíces de *L. lucidum* presentaron colonización por HMA y se observaron todas las estructuras características de la simbiosis micorrícica (Figura 5.6). En los tratamientos HMA- se observó una reducción en la colonización micorrícica (colonización total:  $h=6,80$   $p=0,0088$ ). Las plantas tratadas con fungicida presentaron valores de colonización total menores a 13%, mientras que los tratamientos sin fungicida mostraron valores que oscilaron entre el 40% y 100%.

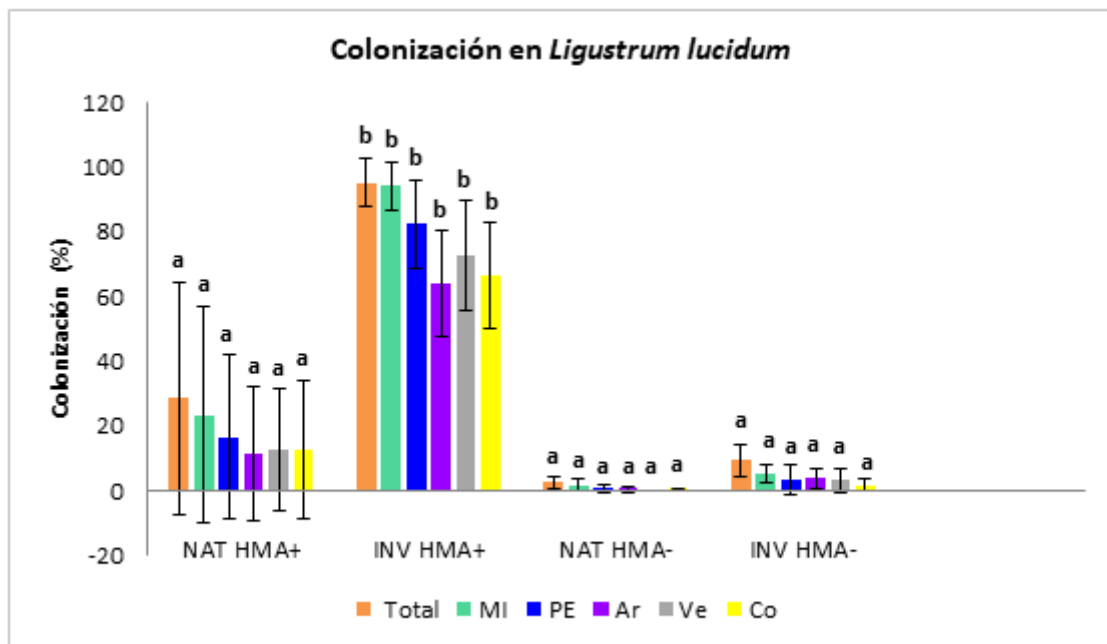
La colonización total fue mayor en aquellas inoculadas con INV ( $h=13,36$   $p=0,0037$ ). Todas las estructuras observadas mostraron la misma tendencia que la colonización total, presentando los mayores valores en las plantas inoculadas con INV (MI:  $h=12,98$   $p=0,0046$ ;

Pe:  $h=11,21$   $p=0,0075$ ; Ar:  $h=12,58$   $p=0,0043$ ; Ve:  $h=12,06$   $p=0,0032$ ; Co:  $h=11,07$   $p=0,0068$ )  
(Figura 5.7).

Los análisis de correlación de Pearson realizados para los parámetros de crecimiento y los porcentajes de colonización no mostraron correlaciones significativas en ninguno de los tratamientos (Anexo - Tabla suplementaria 9).



**Figura 5.6:** Fragmentos de raíces de *Ligustrum lucidum* coloreadas con azul de trypan colonizadas por hongos formadores de micorrizas. Se observan numerosas vesículas (A) y micelio (B). Aumento 400x.



**Figura 5.7:** Porcentajes de colonización micorrícica total, presencia de micelio interno (MI), puntos de entrada (PE), arbúsculos (Ar), vesículas (Ve) y coils (Co) en raíces de *Ligustrum lucidum* inoculadas con suelo de talares nativos (NAT) e invadidos (INV), tratadas (HMA-) y no tratadas con fungicida (HMA+) luego de seis meses de crecimiento en invernáculo. Los valores son medias y las barras corresponden al desvío estándar (n=5). Letras distintas indican diferencias significativas según test de Kruskal-Wallis ( $p < 0,05$ ).

### 5.3.1.3 *Celtis tala* y *Ligustrum lucidum* en cultivo mixto

En la tabla 5.3 se presentan los resultados de los parámetros de crecimiento evaluados, la dependencia micorrícica (DM) para la biomasa y los resultados del ANOVA realizado para ambas especies. En el caso de *C. tala*, la fuente de inóculo afectó la longitud de la raíz, que tomó valores menores en el tratamiento NAT. En *L. lucidum*, por otro lado, la fuente de inóculo provocó diferencias significativas en la longitud del tallo y la biomasa, que fueron mayores en el tratamiento NAT. Además la aplicación de fungicida redujo significativamente la longitud del tallo.

**Tabla 5.3:** Parámetros de crecimiento y dependencia micorrícica (DM) de *Celtis tala* y *Ligustrum lucidum* inoculadas con suelo de talaros nativos (NAT) e invadidos por *L. lucidum* (INV) tratado (HMA-) y no tratado con fungicida (HMA+) luego de 6 meses de crecimiento en macetas consociadas. Los valores son medias  $\pm$  desvío estándar (n=5).

<i>Celtis tala</i>		Longitud tallo(cm)	Longitud raíz (cm)	Biomasa (g)	DM
	HMA+	60,17 $\pm$ 5,40	35,16 $\pm$ 8,80	9,26 $\pm$ 2,87	
NAT	HMA-	56,66 $\pm$ 17,01	30,16 $\pm$ 14,63	7,52 $\pm$ 3,20	0,19
	HMA+	56,37 $\pm$ 5,76	69,50 $\pm$ 27,01	9,25 $\pm$ 2,64	
INV	HMA-	44,75 $\pm$ 7,88	52,37 $\pm$ 12,11	4,65 $\pm$ 2,37	0,5
Resultados de ANOVA					
Inóculo		ns	*	ns	
Fungicida		ns	ns	ns	
Inóculo x fungicida		ns	ns	ns	

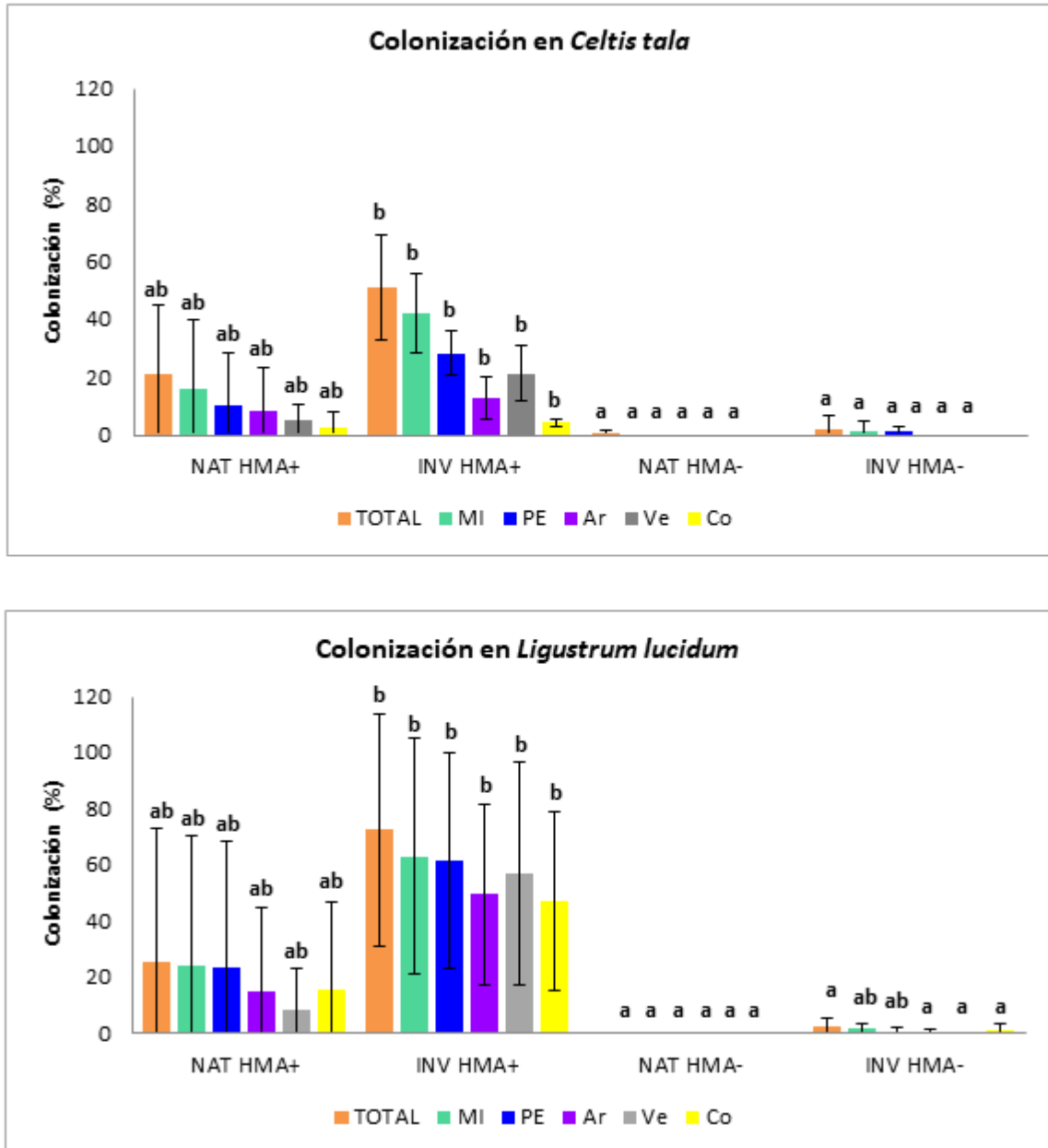
<i>Ligustrum lucidum</i>		Longitud tallo(cm)	Longitud raíz (cm)	Biomasa (g)	DM
	HMA+	83,37 $\pm$ 14,78	45,50 $\pm$ 5,44	8,13 $\pm$ 4,35	
NAT	HMA-	71,50 $\pm$ 22,01	39,87 $\pm$ 6,19	6,65 $\pm$ 3,97	0,18
	HMA+	66,00 $\pm$ 7,57	36,37 $\pm$ 9,67	4,53 $\pm$ 1,28	
INV	HMA-	46,50 $\pm$ 12,53	40,00 $\pm$ 6,39	2,67 $\pm$ 1,48	0,41
Resultados de ANOVA					
Inóculo		*	ns	*	
Fungicida		*	ns	ns	
Inóculo x fungicida		ns	ns	ns	

Resultados de ANOVA: \* p<0,05; \*\*p<0,01; \*\*\*p<0,001; ns=no significativo



Las plántulas de tala y ligustro creciendo en cultivos mixtos presentaron colonización micorrícica y, al igual que en las plántulas solitarias de ambas especies, se encontraron todas las estructuras fúngicas características. En el caso de *C. tala* el ANOVA no paramétrico Kruskal-Wallis mostró diferencias significativas entre tratamientos para el porcentaje de colonización total y todas las estructuras fúngicas, que tomaron los valores más altos en INV (Colonización total:  $h=9,17$ ,  $p=0,0189$ ; MI:  $h=7,41$ ,  $p=0,0282$ ; PE:  $h=6,37$ ,  $p=0,0344$ ; Ar:  $h=5,42$ ,  $p=0,0367$ ; Ve:  $h=8,28$ ,  $p=0,0105$ ; Co:  $h=5,42$ ,  $p=0,0367$ ). Por otra parte, en *L. lucidum* se encontraron diferencias significativas entre tratamientos para colonización total y todas las estructuras fúngicas excepto coils. Al igual que en el caso de *C. tala*, los porcentajes de colonización más altos se observaron en las plantas inoculadas con INV (Colonización total:  $h=9,55$ ,  $p=0,0179$ ; MI:  $h=9,42$ ,  $p=0,0190$ ; PE:  $h=7,57$ ,  $p=0,0269$ ; Ar:  $h=7,96$ ,  $p=0,0082$ ; Ve:  $h=8,78$ ,  $p=0,0088$ ) (Figura 5.8).

Los análisis de correlación de Pearson realizados para los parámetros de crecimiento y los porcentajes de colonización mostraron que en las plántulas de *C. tala* inoculadas con INV la biomasa correlaciona de forma positiva con los porcentajes de colonización total, MI, Ar y Ve ( $r=0,7818$   $p=0,0378$ ;  $r=0,7697$   $p=0,0429$ ;  $r=0,8066$   $p=0,0283$ ;  $r=0,8011$   $p=0,0303$  respectivamente). Los demás parámetros de crecimiento no mostraron correlaciones significativas con los porcentajes de colonización en ninguno de los tratamientos para esta especie arbórea. Por otro lado, en las plántulas de *L. lucidum* inoculadas con INV la longitud del tallo correlaciona de forma positiva con los porcentajes de colonización total, MI, PE, Ar, Ve y Co ( $r=0,8116$   $p=0,0144$ ;  $r=0,7624$   $p=0,0277$ ;  $r=0,7918$   $p=0,0119$ ;  $r=0,7914$   $p=0,0197$ ;  $r=0,7835$   $p=0,0180$ ;  $r=0,7961$   $p=0,018$  respectivamente), mientras que la biomasa correlaciona positivamente con los porcentajes de colonización total, MI, PE, Ve y Co ( $r=0,7516$   $p=0,0315$ ;  $r=0,7443$   $p=0,0341$ ;  $r=0,0752$   $p=0,0311$ ;  $r=0,7270$   $p=0,0409$ ;  $r=0,7102$   $p=0,0481$  respectivamente). No se observaron correlaciones significativas para la longitud de la raíz en el tratamiento INV ni para ninguno de los parámetros de crecimiento en el tratamiento NAT. (Anexo - Tablas suplementarias 10 y 11).



**Figura 5.8:** Porcentajes de colonización micorrícica total, presencia de micelio interno (MI), puntos de entrada (PE), arbuscúlos (Ar), vesículas (Ve) y coils (Co) en raíces de *Celtis tala* (arriba) y *Ligustrum lucidum* (abajo) inoculadas con suelo de talares nativos (NAT) e invadidos (INV), tratadas (HMA-) y no tratadas con fungicida (HMA+) luego de seis meses de crecimiento en invernáculo en macetas consociadas. Los valores son medias y las barras corresponden al desvío estándar (n=5). Letras distintas indican diferencias significativas según test Kruskal-Wallis ( $p < 0,05$ ).

### 5.3.2 Recuento e identificación de esporas de HMA

En esta sección se presentan los resultados obtenidos en el recuento e identificación de esporas de HMA en las macetas del tratamiento HMA+, ya que en el tratamiento HMA- no se encontraron esporas en buen estado.

En las macetas de *C. tala* solitario se recuperaron entre 11 y 35 esporas de Glomeromycota por maceta (Tabla 5.5). Se identificaron diez morfoespecie pertenecientes cinco familias: Acaulosporaceae, Entrophosporaceae, Glomeraceae, Pacisporaceae y Gigasporaceae (Tabla 4). La especie *A. delicata* se encontró en ambos tratamientos, NAT e INV, mientras que las demás morfoespecies sólo estuvieron presentes en uno de los dos.

En las macetas de *L. lucidum* solitario se recuperaron entre 2 y 152 esporas de Glomeromycota por maceta (Tabla 5.5). Se identificaron tres morfoespecie pertenecientes a dos familias: Glomeraceae y Acaulosporaceae (Tabla 5.4). Las morfoespecies *A. delicata* y *Glomus* sp. 1 estuvieron presentes en ambos tratamientos, NAT e INV, mientras que *C. etunicatum* se encontró solo en las macetas inoculadas con NAT.

En las macetas de cultivo mixto se recuperaron entre 0 y 72 esporas de Glomeromycota por maceta (Tabla 5.5). Se identificaron 4 morfoespecie pertenecientes a dos familias: Acaulosporaceae y Glomeraceae. Las morfoespecies *A. delicata* y *Glomus* sp. 1 fueron recuperadas en ambos tratamientos, NAT e INV, mientras que *F. mosseae* y *S. constrictum* se encontraron sólo en las macetas con inóculo INV (Tabla 5.4).

Los ANOVAs realizados para los parámetros de diversidad y riqueza de HMA considerando los factores hospedador y fuente de inóculo revelaron un efecto significativo del hospedador para la riqueza específica, que tomó los mayores valores en *C. tala*, intermedios en las macetas consociadas y menores en *L. lucidum*, y por la fuente de inóculo, siendo mayor en NAT que en INV. Los índices de equitatividad y diversidad también fueron afectados significativamente por el hospedador, con la misma tendencia que la riqueza específica, y no mostraron efecto de la fuente de inóculo. La interacción hospedador x fuente de inóculo fue significativa para los índices de diversidad, en las macetas consociadas el tratamiento INV presentó los mayores valores de diversidad, mientras que en las macetas solitarias ocurrió lo opuesto, los valores más altos se encontraron en los tratamientos NAT.

El número de esporas recuperadas en 100 g de suelo no mostró diferencias significativas entre tratamientos.

**Tabla 5.4:** Morfoespecies de Glomeromycota recuperadas en macetas con plántulas de *Celtis tala* y *Ligustrum lucidum* solitarias y en cultivos mixtos inoculadas con suelo de talares nativos (NAT) e invadidos por *L. lucidum* (INV) luego de 6 meses de crecimiento.

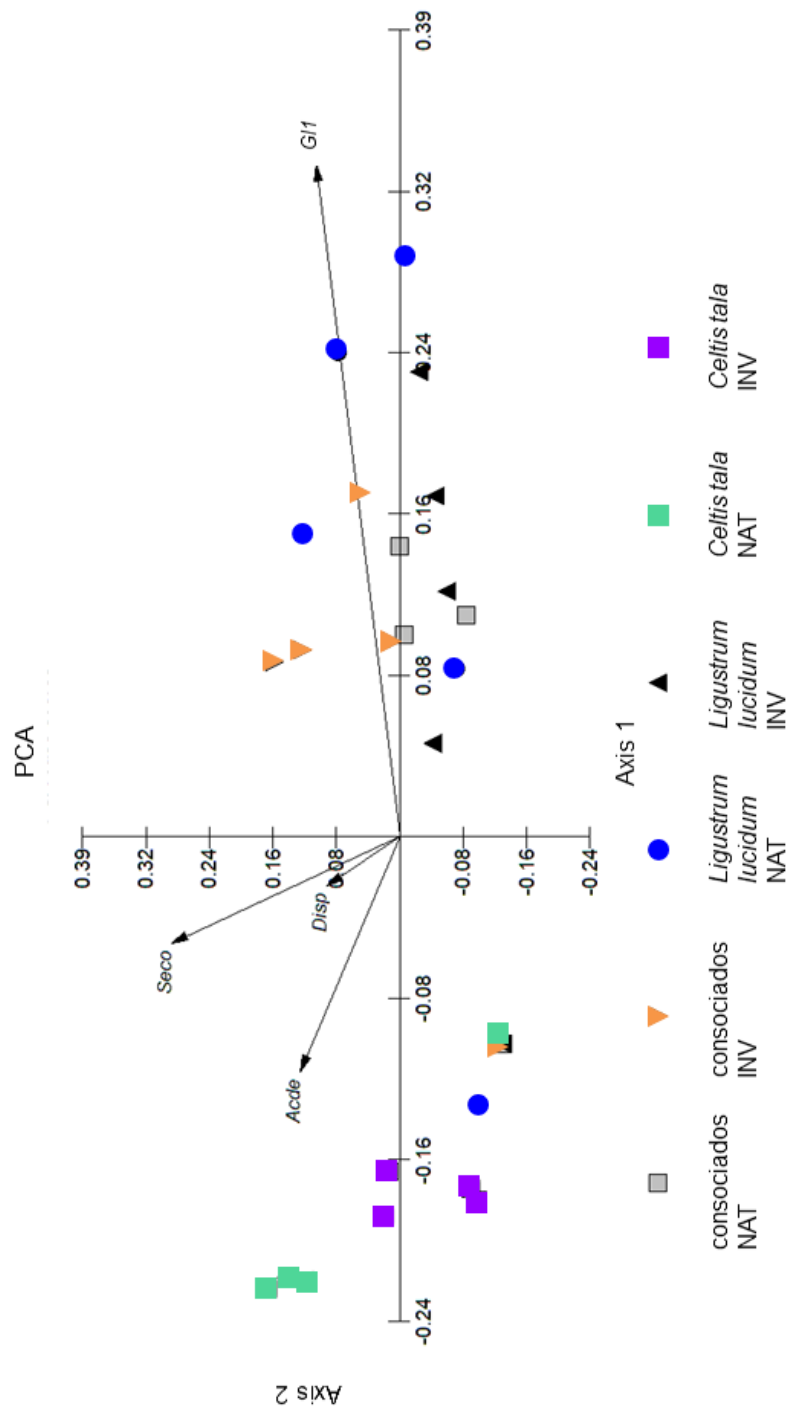
	<i>Celtis tala</i>		<i>Ligustrum lucidum</i>		Cultivo mixto	
	nativo	invadido	nativo	invadido	nativo	invadido
<i>Acaulospora delicata</i>	X	X	X	X	X	X
<i>Acaulospora</i> sp. 1	X	-	-	-	-	-
<i>Diversispora spurca</i>	X	-	-	-	-	-
<i>Claroideoglossum</i> <i>claroideoum</i>	X	-	-	-	-	-
<i>Funneliformis coronatum</i>	X	-	-	-	-	-
<i>Claroideoglossum etunicatum</i>	-	-	X	-	-	-
<i>Glomus</i> sp. 1	-	-	X	X	X	X
<i>Funneliformis mosseae</i>	-	-	-	-	-	X
<i>Pacispora</i> sp. 1	X	-	-	-	-	-
<i>Pacispora</i> sp. 2	-	X	-	-	-	-
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	-	X	-	-	-	-
<i>Scutellospora</i> sp. 1	-	X	-	-	-	-
<i>Septoglossum constrictum</i>	-	X	-	-	-	X

**Tabla 5.5:** Número de esporas, riqueza específica (S), índice de equitatividad (E), índices de diversidad de Shannon-Wiener (H) y Simpson (D) de hongos formadores de micorrizas arbusculares recuperados en macetas de *Celtis tala*, *Ligustrum lucidum* y en cultivos mixtos inoculadas con suelo de talares nativos (NAT) e invadidos por *L. lucidum* (INV) luego de 6 meses de crecimiento. Los valores son medias  $\pm$  desvío estándar (n=5).

Tratamientos	n° esporas	S	E	H	D	
<i>Celtis tala</i>	NAT	28 $\pm$ 4,76	0,86 $\pm$ 0,06	1,47 $\pm$ 0,19	0,73 $\pm$ 0,06	5,5 $\pm$ 0,57
	INV	14,5 $\pm$ 3,10	0,89 $\pm$ 0,13	0,86 $\pm$ 0,19	0,53 $\pm$ 0,1	2,75 $\pm$ 0,50
<i>Ligustrum lucidum</i>	NAT	65,4 $\pm$ 63,66	0,12 $\pm$ 0,19	0,11 $\pm$ 0,18	0,07 $\pm$ 0,12	1,8 $\pm$ 1,30
	INV	26,4 $\pm$ 27,98	0,14 $\pm$ 0,30	0,13 $\pm$ 0,30	0,06 $\pm$ 0,13	1 $\pm$ 0,70
<i>C. tala + L. lucidum</i>	NAT	18 $\pm$ 17,85	0,35 $\pm$ 0,35	0,24 $\pm$ 0,24	0,15 $\pm$ 0,15	1,2 $\pm$ 1,06
	INV	34,6 $\pm$ 26,05	0,64 $\pm$ 0,40	0,58 $\pm$ 0,34	0,36 $\pm$ 0,22	2,2 $\pm$ 1,48
<b>Resultados de ANOVA</b>						
Hospedador	ns	***	***	***	***	
Inóculo	ns	*	ns	ns	ns	
Hospedador x inóculo	ns	**	ns	**	*	

Resultados de ANOVA: \*  $p < 0,05$ ; \*\*  $p < 0,01$ ; \*\*\*  $p < 0,001$ ; ns= no significativo

El análisis de componentes principales evidenció dos conjuntos de muestras, agrupando por un lado a las macetas de *C. tala* y por otro a las de *L. lucidum* junto con los consociados (a excepción de dos macetas de *L. lucidum*, que se ubicaron separadas y más cercanas a las de *C. tala*). Los puntos correspondientes a *C. tala* se ubicaron próximos entre sí, mientras que los puntos de *L. lucidum* y consociados se presentaron más dispersos. Por otra parte, no se observó agrupamiento de los puntos en función de la fuente de inóculo (Figura 5.9). Las morfoespecies *A. delicata* y *S. constrictum* se asociaron con el grupo conformado por macetas de *C. tala*, mientras que *Glomus* sp. 1 se asoció con las macetas de *L. lucidum* y consociados. Los puntos de estos tratamientos que se ubicaron separados de la nube de *L. lucidum* y consociados corresponden a macetas en las que no se encontraron esporas de *Glomus* sp. 1.



**Figura 5.9:** Análisis de componentes principales de las morfoespecies de hongos formadores de micorrizas arbusculares recuperadas en macetas con *Celtis tala* y *Ligustrum lucidum* inoculadas con suelo de talares nativos (NAT) e invadidos por *L. lucidum* (INV) luego de seis meses de crecimiento. Varianza acumulada explicada: 74,45%.

## 5.4. Discusión

En el ensayo realizado se pudo comprobar la asociación de *C. tala* y *L. lucidum* con HMA, así como evaluar los porcentajes de colonización radicular al ser inoculadas con suelo proveniente de sitios de los talares con predominancia de vegetación nativa y de la especie invasora *L. lucidum*. Ambas especies mostraron respuestas diferentes ante las fuentes de inóculo, así como ante la presencia de la otra al coexistir en la misma maceta. La aplicación de un fungicida con benomyl en los tratamientos control permitió inhibir significativamente la colonización micorrícica y la presencia de esporas de Glomeromycota en las macetas. Además, no se encontraron signos de hongos patógenos en las plantas no tratadas con benomyl, por lo tanto, consideramos a la ausencia de HMA como el principal efecto observable del fungicida (Grilli et al., 2014).

Los resultados obtenidos no demostraron diferencias en los parámetros de crecimiento de *C. tala* y *L. lucidum* entre tratamientos tanto para las plántulas solitarias como para las consociadas, a excepción de la longitud radicular de *C. tala*, que fue mayor en las plántulas consociadas inoculadas con INV. Esto coincide con una mayor colonización micorrícica en este tratamiento. Diversos autores han señalado una correlación entre la colonización por HMA y una disminución del tamaño de la raíz, ya que la micorrización aumenta la capacidad exploratoria de las raíces, llevando a una menor asignación de biomasa a la raíz en beneficio de la parte aérea (Flores & Cuenca, 2004). El resultado obtenido en este trabajo no concuerda con esa aseveración, por lo que resultaría interesante realizar nuevos estudios que ayuden a explicar este fenómeno. Si bien los demás parámetros de crecimiento no se vieron afectados por los tratamientos, no es posible descartar que la micorrización influya sobre el *fitness* de las plantas en condiciones de campo en estadios del desarrollo no evaluados en este trabajo (i.e., germinación, floración, producción de frutos).

Las alteraciones provocadas por la especie invasora en el suelo pueden impactar sobre la forma en que la microbiota se relaciona con las especies nativas, afectando negativamente su crecimiento y favoreciendo a la invasión (Mummey et al., 2005; Hawkes et al., 2006). El valor negativo de dependencia micorrícica (DM) observado en este estudio para las plantas de *C. tala* solitarias inoculadas con INV puede ser interpretado a través de

este mecanismo. Además, si bien los valores de correlación de Pearson entre porcentajes de colonización y parámetros de crecimiento en este tratamiento no fueron significativos, exhibieron una tendencia a correlacionar de manera negativa. Si bien realizar una afirmación al respecto requeriría de nuevos estudios, podría considerarse que el efecto negativo en el crecimiento en este tratamiento se debe a que la simbiosis se sitúa en el extremo “parasítico” en un continuo “mutualismo-parasitismo”, de acuerdo al modelo planteado por Johnson y Graham (1997). Este puede ser un factor clave para el establecimiento de *L. lucidum* en estos bosques, ya que podría estar dificultando la regeneración de *C. tala* en las áreas invadidas. En contraste, las plántulas de *C. tala* con inóculo NAT mostraron un valor de DM positivo, y valores de correlación positivos entre la presencia de vesículas y los parámetros de crecimiento, indicando que la simbiosis micorrícica en este caso resulta benéfica para la planta.

A diferencia de lo observado en las plántulas solitarias de *C. tala* inoculadas con INV, cuya respuesta a la micorrización fue negativa, las plantas de *C. tala* en cultivo mixto e inoculadas con INV presentaron un valor de dependencia micorrícica positivo y los porcentajes de colonización correlacionaron positivamente con la biomasa. Esto indica que la presencia de la especie exótica afecta la respuesta a la micorrización de la especie nativa. Con respecto a *L. lucidum*, se observaron valores de DM positivos en todos los casos. En las plántulas solitarias, estos valores fueron bajos y no se encontraron correlaciones significativas entre los parámetros de crecimiento y los porcentajes de colonización, mientras que en las plántulas en cultivo mixto los valores de DM fueron mayores, en particular en el tratamiento INV, donde también se observaron correlaciones positivas entre la colonización y los parámetros de crecimiento. Es decir, que en el tratamiento con inóculo del bosque invadido, la presencia de una especie afectó la respuesta a la micorrización de la otra. Estos resultados coinciden con lo reportado por Scheublin et al. (2007), que señalaron que las respuestas de diferentes especies vegetales a la micorrización en cultivos puros difieren, en muchos casos, con las respuestas exhibidas en cultivos mixtos, y que la identidad de los HMA presentes en el suelo puede afectar a la competencia interespecífica de las plantas hospedadoras. Además, una posible explicación a este cambio en la DM de ambas especies al crecer juntas con el inóculo INV es que ocurra una transferencia de carbono entre las especies vegetales a través de una red micorrícica compartida, generada



por alguna de las especies fúngicas presentes en el suelo del bosque invadido (Hetrick et al., 1990; Francis & Read, 1994). Sin embargo, el ensayo realizado no permite comprobar esta idea.

En este ensayo se pudo comprobar que las especies *C. tala* y *L. lucidum* son colonizadas por HMA. Esta asociación fue previamente registrada por Velázquez et al. (2011) e Irrazabal (2007) que citaron a ambas especies como hospedadoras de estos hongos en condiciones de campo. En el caso de las plántulas creciendo solitarias, los mayores valores de colonización en tala y ligustro fueron alcanzados al ser inoculadas con suelo del bosque nativo e invadido respectivamente. Es decir, ambas especies alcanzaron los porcentajes más altos de colonización cuando se les adicionó como fuente de propágulos el suelo proveniente del bosque donde son dominantes en la estructura arbórea. A partir de estos resultados se podría inferir que el ligustro tiene la capacidad de establecer simbiosis con los HMA nativos en etapas tempranas de la invasión, como se observa en el tratamiento NAT, y que su establecimiento desencadena cambios en la comunidad fúngica que maximizan los porcentajes de colonización, tal como se observa en las plantas inoculadas con INV. Numerosos estudios han demostrado que cuando una planta exótica es capaz de establecer asociación con HMA nativos tiende a modificar la abundancia relativa de las especies fúngicas, alterando las relaciones de mutualismo preexistentes y perjudicando a las plantas nativas por la disminución de recursos disponibles y la variación de la microbiota del suelo (Mummey et al., 2006; Hawkes et al., 2006; Zubek et al., 2016; Aslani et al., 2019). Borda et al. (2021) reportaron resultados similares al evaluar la colonización de *L. lucidum* y *Lithraea molleoides*, una especie nativa del bosque chaqueño. En este caso, la especie invasora presentó mayores valores de colonización al recibir inóculo proveniente de parches de bosque invadidos y se demostró que también se beneficiaba de estas modificaciones causadas por la invasión. De este modo, el establecimiento de la especie exótica podría estar interfiriendo en la interacción de la especie nativa con los HMA. Esta estrategia de invasión por parte de plantas exóticas basada en la interrupción de las relaciones simbióticas preexistentes en el ecosistema ha sido previamente documentada para el caso de *Alliaria petiolata*, una especie herbácea europea invasora en bosques de Norteamérica (Stinson et al., 2006; Callaway et al., 2008; Wolfe et al., 2008).

Los porcentajes de colonización en *L. lucidum* al crecer en conjunto con *C. tala* mostraron la misma tendencia en las plántulas solitarias, en ambos casos los mayores valores de colonización se registraron en el tratamiento INV. Con respecto a *C. tala*, en las plántulas inoculadas con INV la presencia de *L. lucidum* se asoció con un aumento en la colonización. Chen et al. (2005) realizaron un ensayo en el que compararon la colonización micorrícica de diferentes especies de plantas herbáceas al crecer solas o en cultivos combinados. Sus resultados indican que la presencia de especies vegetales moderadamente micotróficas, como podría ser el tala debido a sus porcentajes de colonización, no altera o reduce la colonización de plantas altamente micotróficas, como podría considerarse al ligustro debido a sus altos porcentajes de colonización. Además, la presencia de plantas altamente micotróficas podría provocar un aumento en la colonización de plantas baja o moderadamente micotróficas, como ocurrió en el caso de *C. tala* inoculado con INV. Los mecanismos que subyacen estas observaciones aún no están claros, podría tratarse de un aumento en la disponibilidad de propágulos fúngicos o de cambios en el ambiente rizosférico provocados por los exudados radicales (Johnson et al., 1997; El-Shatnawi & Makhadmeh, 2001).

El relevamiento de las esporas de HMA presentes en las macetas permitió identificar 12 morfoespecies fúngicas. Sólo *A. delicata* estuvo presente en todos los casos, mientras que las demás morfoespecies fueron específicas para cada tratamiento. Es importante destacar que en las macetas con *L. lucidum* y consociadas hay una disminución del número de familias encontradas, ya que solo se recuperaron Acaulosporaceae y Glomeraceae, mientras que en *C. tala* se registraron Acaulosporaceae, Glomeraceae, Diversisporaceae, Pacisporaceae y Gigasporaceae. La diversidad y riqueza de especies de Glomeromycota recuperadas luego del ensayo fue mayor en las macetas de *C. tala* que en las de *L. lucidum* y consociadas, tanto para los inóculos NAT como INV. Este resultado no permite establecer una relación directa entre la diversidad de esporas y los porcentajes de colonización hallados, debido a que en *L. lucidum* se encontraron los valores más altos de colonización. Además, debemos considerar que las morfoespecies de HMA encontradas no necesariamente son las mismas que están colonizando las raíces (Colombo et al., 2018). Si bien en este bioensayo no es posible identificar los mecanismos que subyacen en la interacción HMA-hospedador para las dos especies vegetales estudiadas, es posible afirmar

que existen diferencias en la manera en que ambas especies interactúan con los HMA, lo cual se ve reflejado tanto en la dependencia micorrícica como en los porcentajes de colonización.

El análisis de componentes principales agrupó a las muestras separándolas por especie vegetal. Esto puede indicar que existen diferencias en las especies de HMA con las que cada especie arbórea interactúa. Este resultado coincide con lo reportado previamente por algunos autores (Bever et al., 1996; Leal et al., 2009), que han señalado que en ensayos de laboratorio la diversidad de HMA recuperada se relaciona más con la especie hospedadora que con la fuente de inóculo. En este caso, la presencia de *L. lucidum* reduce la diversidad de esporas de HMA. La morfoespecie *Glomus* sp. 1 se asoció con el grupo de muestras formada por las macetas con presencia de ligustro, indicando un probable beneficio mutuo entre esta especie fúngica con la especie invasora.

## 5.5. Conclusiones

Los resultados obtenidos indican que la diversidad de HMA presente en los bosques de *C. tala* es modificada por la invasión de la especie exótica y que su establecimiento interfiere con las relaciones de mutualismo que se dan entre las plantas nativas y estos hongos, al mismo tiempo que la interacción entre la especie exótica y los HMA se ve favorecida. Además, se evidencia que las relaciones de mutualismo entre los HMA y ambas especies vegetales estudiadas pueden ser influenciadas por la presencia de la otra al crecer en conjunto, y que este efecto es diferente para cada especie y de acuerdo con la comunidad de HMA presente en el suelo, indicando la existencia de mecanismos complejos de interacción.

Se acepta parcialmente la hipótesis planteada al inicio del capítulo, debido a que se pudo corroborar que la especie invasora tiene la capacidad de asociarse con una o varias de las especies de HMA nativas y que esta asociación provoca un cambio en la comunidad de hongos, pudiendo afectar negativamente a *C. tala* y beneficiando a *L. lucidum*. Si bien el mecanismo de retroalimentación positiva de Bever (2003) podría explicar los resultados observados, se necesitan más estudios que consideren análisis moleculares de los hongos presentes en las raíces para poder afirmarlo.

## **CAPÍTULO 6**

### **Discusión general**

En las últimas décadas el estudio de los procesos de invasión por parte de plantas exóticas se ha enfocado con creciente interés en la interacción entre las especies invasoras y los HMA. Estos hongos forman asociaciones mutualistas con la mayoría de las plantas terrestres (Smith & Read, 2008) y se considera que tienen una gran influencia en la determinación de la composición de las comunidades vegetales y el funcionamiento de los ecosistemas (Francis & Read, 1995; Klironomos et al., 2011; Kokkori et al., 2020). Diferentes estudios proponen que la simbiosis micorrícica puede tener un rol fundamental en el establecimiento exitoso de especies vegetales exóticas, y que profundizar el conocimiento sobre esta relación es crucial para comprender en profundidad los fenómenos de invasión (Pringle et al., 2009, Shah et al., 2009; Aslani et al., 2019). En una gran variedad de ecosistemas se han llevado a cabo investigaciones que han demostrado que los HMA pueden tanto facilitar como limitar el establecimiento de plantas invasoras. Al mismo tiempo, los estudios acerca del impacto de especies invasoras sobre las comunidades de HMA también reportan resultados diferentes, indicando una gran diversidad de respuestas posibles que varían de acuerdo a los ecosistemas estudiados y las especies involucradas (Pringle et al., 2009).

La especie arbórea exótica *L. lucidum* es una invasora de gran impacto que ha logrado establecerse exitosamente en diferentes regiones del mundo, incluyendo las regiones centro y norte de Argentina y provocando cambios en la biodiversidad (Fernández et al., 2020). Particularmente en los talares bonaerenses, el proceso de invasión de ligustro fue registrado por primera vez por Ribichich & Protomastro (1998) y en la actualidad se encuentra en proceso de avance sobre el bosque nativo (Franco et al., 2018). Su potencial invasor ha sido explicado principalmente por sus características reproductivas y vegetativas (Fernández, 2020) y la interacción con microorganismos del suelo ha sido poco abordada. Hasta el momento existen escasos estudios que analicen la relación entre esta especie y los HMA (Borda et al., 2019; 2021). El objetivo de este trabajo de tesis consistió en analizar y describir el impacto del establecimiento de *L. lucidum* en los talares de Magdalena sobre la estructura de las comunidades de HMA así como el rol que tienen estos microorganismos en el establecimiento y avance de la invasión.

La caracterización estructural de la comunidad arbórea en los sitios estudiados indicó que el avance de la especie exótica se relaciona con una pérdida de diversidad de especies arbóreas nativas, señalando un proceso de exclusión competitiva (Franco et al., 2018). Además, se encontraron renovales de ligustro tanto en sitios invadidos como en sitios con vegetación predominantemente nativa, lo que demuestra que la invasión se encuentra en proceso de avance sobre el talar. Con respecto a las características edáficas analizadas a lo largo del gradiente, el avance de la invasión se asoció con una disminución en la disponibilidad de N, MO y, en menor medida, de P. Estas variaciones pueden ser atribuidas tanto a diferencias en la composición de la hojarasca de especies nativas y exóticas (Liao et al., 2008; Godoy et al., 2010), como a diferentes tasas de toma e inmovilización de nutrientes en los diferentes sitios, dadas ya sea por las características de las especies (Jo et al., 2017) como por diferencias en la biomasa y abundancia de individuos (Chapuis-Lardy et al., 2006; Dassonville et al., 2008).

Se encontraron esporas correspondientes a 32 morfoespecies de Glomeromycota, de las cuales una, *Rhizophagus clarus*, fue recuperada a partir de la realización de un ensayo con plantas trampa. Esta riqueza específica relevada coincide con reportes previos realizados por Irrazabal (2007) en este ecosistema, así como con otros estudios llevados a cabo en ecosistemas boscosos de nuestro país (Becerra et al., 2009; Menoyo et al., 2009; Velázquez et al., 2013; Soteras et al., 2016; Sagadin et al., 2018; Borda et al., 2020). Las morfoespecies dominantes fueron *Septoglomus constrictum*, *Sclerocystis sinuosa*, *Diversispora spurca* y *Entrophospora infrequens*. La familia más abundante fue Glomeraceae, seguida por Acaulosporaceae y Gigasporaceae. De acuerdo con Chagnon et al. (2013), estas familias presentan diferentes estrategias de adaptación, ruderal en el caso de las Glomeraceae, tolerante al estrés en el caso de las Acaulosporaceae y competidora en el caso de las Gigasporaceae. De esta manera, todos los grupos funcionales de HMA se encuentran bien representados en los talares. Es interesante destacar que se encontraron diferencias en la riqueza específica y abundancia de esporas registrada en los dos años de muestreo, lo que indica que existen variaciones inter-anales en las comunidades de HMA (Cotton et al., 2015), y que su consideración en los estudios de diversidad puede ser importante para evitar interpretaciones incompletas.

En relación al análisis del impacto de la invasión sobre las comunidades fúngicas, se partió de hipótesis de que la especie invasora provoca cambios en su composición a través de diferentes mecanismos: el establecimiento de retroalimentaciones positivas con algunas de las especies de HMA (Bever, 2003); la disminución de la diversidad de especies vegetales causada por la formación de bosques monoespecíficos de ligustro, que determina una disminución en la diversidad de especies de hongos (Hiiesalu et al., 2014); y el impacto de los cambios provocados en las propiedades edáficas (Capítulo 2).

Los resultados obtenidos mostraron que existen diferencias entre los sitios nativos y los sitios con presencia de *L. lucidum* –mixtos e invadidos-. Estos cambios se evidenciaron en un aumento en la riqueza específica en los sitios invadidos, así como en un aumento de la abundancia de las morfoespecies *R. aggregatus* y *P. albidum* –que también fueron indicadoras de los sitios invadidos y mixtos, respectivamente-. Por otro lado, se identificaron morfoespecies asociadas positivamente con la invasora: *A. delicata*, *A. mellea*, *D. spurca*, *E. infrequens*, *C. etunicatum* y *Sc. sinuosa*. En cuanto a las familias de HMA, cuatro de las nueve familias recuperadas mostraron correlaciones positivas con el ligustro –Claroideoglomeraceae, Glomeraceae, Acaulosporaceae y Entrophosporaceae-. Sólo la morfoespecie *Scutellospora* sp.2, perteneciente a la familia Gigasporaceae, mostró una relación positiva con la vegetación nativa del talar al correlacionar con *J. rhombifolia*. Las familias asociadas positivamente con la especie invasora pertenecen a los grupos de estrategia ruderal, en el caso de Claroideoglomeraceae y Glomeraceae, y tolerantes al estrés, en el caso de las Acaulosporaceae y Entrophosporaceae. Chagnon et al. (2013) propusieron que las plantas hospedadoras tienden a seleccionar simbiontes que presenten estrategias similares a las suyas. Es posible que, dadas sus características, *L. lucidum* favorezca a aquellas especies de HMA con ciertas adaptaciones como ciclos de vida cortos, rápida producción de biomasa y escasa demanda de carbono.

Respecto del impacto de las variaciones en las propiedades edáficas sobre la comunidad fúngica, las morfoespecies que mostraron variaciones en relación a la concentración de MO, N y P –variables afectadas por la invasión– fueron *R. aggregatus* y *P. albidum*, que también se encontraron asociadas a la presencia de la especie invasora. Este resultado no permite distinguir si el aumento en la abundancia de estas especies se debe a

la composición de la comunidad arbórea o a las propiedades edáficas, por lo que para evaluar el tercer mecanismo propuesto en la hipótesis inicial se requerirían nuevos estudios que incluyan ensayos en invernáculo.

Los resultados obtenidos indican que la especie invasora provoca cambios en la composición de la comunidad, favoreciendo a algunas de las especies y familias presentes. Sin embargo, no se registró una disminución o pérdida de especies y la mayoría de ellas no mostraron variaciones a lo largo del gradiente de invasión. La morfoespecie *Scutellospora sp. 2*, perteneciente a la familia Gigasporaceae, parece ser la más susceptible a ser desplazada por el cambio en la composición de la comunidad arbórea, si bien no se encontraron diferencias significativas en su abundancia entre sitios. Además, contrariamente a lo planteado en la hipótesis inicial, la riqueza específica fue mayor en los sitios invadidos, pero la diversidad se vio disminuida.

Con respecto al ensayo de invernáculo realizado en el Capítulo 5, se partió de la hipótesis de que las plántulas de *L. lucidum* se benefician de la simbiosis con HMA presentes en el bosque nativo y a largo plazo la invasión genera cambios en la comunidad fúngica (cap. 4) que perjudican las relaciones de mutualismo con las especies nativas, en este caso *C. tala*. Los resultados obtenidos indicaron que ambas especies presentan mayores valores de colonización micorrícica al recibir como fuente de propágulos suelos del bosque donde son dominantes, es decir *L. lucidum* en el tratamiento de bosque invadido y *C. tala* en el de bosque nativo. Esto coincide con la hipótesis planteada, ya que se demuestra que la especie invasora puede establecer simbiosis con los hongos presentes en el bosque nativo, y que la especie nativa presenta valores de colonización menores al interactuar con la comunidad de HMA que ha sido modificada por *L. lucidum*. Además, en coincidencia con este concepto, los valores de dependencia micorrícica observados para la biomasa, señalaron que *C. tala* exhibe una dependencia micorrícica negativa al ser inoculada con suelo del bosque invadido. Por otro lado, al ser cultivadas en la misma maceta, los valores de colonización y dependencia de ambas especies mostraron comportamientos diferentes, indicando que existe un efecto dado por la cercanía, que tendería a provocar un aumento en la dependencia micorrícica de ambas especies en presencia del inóculo INV. Sería interesante profundizar en el estudio de estos complejos mecanismos de interacción,



evaluando la posibilidad de una transferencia de nutrientes entre ambas especies a través de una red hifal (Hetrick et al., 1990; Francis & Read, 1994), la influencia de exudados radicales de una sobre la micorrización de la otra (Johnson et al., 1997; El-Shatnawi & Makhadmeh, 2001) y el rol de la composición de la comunidad de HMA sobre las relaciones de competencia entre ambas (Scheublin et al., 2007).

Al finalizar el ensayo de invernáculo, la riqueza y la diversidad de morfoespecies de Glomeromycota fueron menores en las macetas de *L. lucidum*. La duración de este ensayo fue de seis meses, por lo que no es conveniente sacar conclusiones acerca de la riqueza específica, ya que muchas especies de HMA presentes en el suelo podrían no encontrarse esporuladas al momento del aislamiento de esporas (Oehl et al., 2009). Con respecto a la composición de las comunidades en los distintos tratamientos, se encontraron diferencias determinadas por el hospedador y no por la fuente de inóculo, indicando que más allá de los propágulos presentes en el suelo, las distintas especies hospedadoras benefician diferencialmente a las especies fúngicas (Bever et al., 1996; Leal et al., 2009). Además, los resultados obtenidos en este ensayo pueden ser comparados con los registrados en el Capítulo 4 a partir de las muestras de campo ya que en las macetas de *L. lucidum* se recuperaron especies de Glomeraceae y Acaulosporaceae, las familias que mostraron mayor relación positiva con la presencia de la exótica al evaluar su abundancia en muestras de campo.

En el ensayo realizado se observó colonización micorrícica en ambas especies arbóreas, lo que permite afirmar que tanto *C. tala* como *L. lucidum* son especies micotróficas, aunque el grado de dependencia no puede ser establecido con certeza y requiere de nuevos estudios (Janos, 2007). Además, los resultados sugirieron que *C. tala* resulta más sensible a los cambios en la comunidad de HMA, mientras que *L. lucidum* se comporta más como generalista, pudiendo asociarse exitosamente con diferentes comunidades fúngicas. Sin embargo, los resultados del ensayo señalaron que la composición de la comunidad de HMA afecta la respuesta a la micorrización en ambas especies, por lo que establecer si se trata de especies generalistas o especialistas no resulta tan sencillo, ya que no éstas no son categorías absolutas. Considerando el modelo de PMNS propuesto por Aslani et al. (2019), podríamos decir que las plantas nativas, en este caso *C. tala*, y la exótica

*L. lucidum* son especies arbóreas, de ecosistemas boscosos, que difieren en su ciclo de vida, siendo *L. lucidum* una especie perenne y *C. tala* una especie caducifolia, y micotróficas obligadas –de acuerdo con las categorías del modelo- que se diferencian en el grado de especificidad en la simbiosis, aunque la magnitud de esta diferencia no está clara. Según con este modelo, cuando las especies nativas y la invasora presentan PMNS similares, tanto la contribución de los HMA al éxito de la invasión como el impacto de la especie exótica sobre la comunidad de Glomeromycota son bajos. Los resultados expuestos en este trabajo de tesis parecen coincidir con este modelo, ya que se observaron modificaciones en la composición de la comunidad relacionadas con la invasión, si bien no se registró pérdida de especies fúngicas. Además, los efectos del establecimiento de *L. lucidum* sobre las relaciones simbióticas del talar evaluados en el ensayo no parecen ser suficientes para lograr el desplazamiento de *C. tala*, pero probablemente contribuyen a la sumatoria de ventajas que permiten a la especie exótica propagarse en estos bosques. Para complementar esta idea sería interesante realizar estudios similares enfocados en las demás especies nativas características de los talares, además de profundizar en el estudio de las especies de HMA que colonizan las raíces de las distintas especies de plantas.

El presente trabajo de tesis aporta al conocimiento de la riqueza de Glomeromycota en nuestro país y permite destacar la contribución de los talares bonaerenses en particular a la diversidad global de estos hongos. Por este motivo, la conservación de este ecosistema resulta clave para asegurar el mantenimiento de las comunidades de estos microorganismos. Además, los resultados obtenidos en este trabajo de tesis indican que el rol de los HMA en el proceso de invasión de *L. lucidum* sobre los talares no resulta neutral, por lo que sería interesante tener en cuenta a estos hongos al momento de diseñar estrategias de manejo destinadas a combatir la invasión y restaurar el ecosistema nativo. En los últimos años, se ha analizado la posibilidad de implementar la reforestación con plantas de tala cultivadas en vivero en sitios invadidos desmontados o claros en el bosque nativo como estrategia de restauración del talar (Plaza Berh et al., 2016). La inoculación con suelo de sitios de bosque nativo como fuente de propágulos de HMA en las diferentes etapas del cultivo en invernáculo y plantación en campo podría ser una herramienta útil para facilitar el establecimiento y supervivencia de esta especie.

La metodología de identificación de las especies de Glomeromycota basada en caracteres morfológicos de las esporas utilizada en esta tesis, tanto para las muestras de campo como para el ensayo de plantas trampa y el ensayo de colonización y dependencia micorrícica de *C. tala* y *L. lucidum*, presenta ciertas limitaciones que deben ser tenidas en cuenta. Por un lado, esta metodología puede subestimar la riqueza específica al no recuperar aquellas especies que no se encuentran esporuladas al momento de la toma de muestras y sobreestimar la abundancia de las especies que tienden a producir un mayor número de esporas. Por otro lado, la identificación basada en la morfología de las esporas no permite determinar cuáles son las especies de HMA que se encuentran efectivamente colonizando las raíces de las plantas (Colombo et al., 2018). Por estos motivos, sería importante complementar las conclusiones obtenidas en este trabajo de tesis con futuros estudios que empleen métodos moleculares de estimación de la diversidad y determinación de taxa involucrados en la simbiosis.

## Futuras líneas de investigación

Los resultados obtenidos permitieron alcanzar los objetivos planteados inicialmente y poner a prueba las hipótesis elaboradas para los Capítulos 4 y 5. Sin embargo, han surgido nuevos interrogantes que sientan las bases para futuras investigaciones, entre las cuales se puede mencionar:

- Identificar a través de técnicas moleculares los HMA que están colonizando las raíces de *L. lucidum*, *C. tala* y las demás plantas nativas del talar con el objetivo de evaluar las preferencias entre hospedadores y hongos.
- Realizar un estudio de diversidad de HMA en sitios con diferente grado de invasión basado en técnicas moleculares para complementar los resultados obtenidos con técnicas morfológicas.
- Evaluar en profundidad el efecto observado en los cultivos consociados de *C. tala* y *L. lucidum*, considerando el efecto de los exudados radiculares de ambas especies sobre la germinación de propágulos de HMA y la colonización.
- Llevar a cabo nuevos estudios que incluyan variables que no fueron consideradas en esta tesis, como la profundidad en la toma de muestras, las variaciones

estacionales y diferentes aspectos relacionados con la toma de nutrientes por parte de las especies de plantas.

## Bibliografía citada

- Aguilar-Fernández, M., Jaramillo, V. J., Varela-Fregoso, L., & Gavito, M. E. (2009). Short-term consequences of slash-and-burn practices on the arbuscular mycorrhizal fungi of a tropical dry forest. *Mycorrhiza*, 19(3), 179-186.
- Aliasgharzadeh, N., Rastin, S. N., Towfighi, H., & Alizadeh, A. (2001). Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in saline soils of the Tabriz Plain of Iran in relation to some physical and chemical properties of soil. *Mycorrhiza*, 11(3), 119-122.
- Allen, M. F., Allen, M. F., & Allen, M. F. (1991). *The ecology of mycorrhizae*. Cambridge University Press.
- Allen, E. B., Allen, M. F., Egerton-Warburton, L., Corkidi, L., & Gómez-Pompa, A. (2003). Impacts of early-and late-seral mycorrhizae during restoration in seasonal tropical forest, Mexico. *Ecological Applications*, 13(6), 1701-1717.
- Aloé, J. & Toribio, M. M. (2007). Análisis de suelos guía práctica de muestreo. *Investigación y Desarrollo*, 12, 1-8.
- Aragón, R., & Groom, M. (2003). Invasion by *Ligustrum lucidum* (Oleaceae) in NW Argentina: early stage characteristics in different habitat types. *Revista de Biología Tropical*, 51(1), 59-70.
- Aragón, R., Montti, L., Ayup, M. M., & Fernández, R. (2014). Exotic species as modifiers of ecosystem processes: Litter decomposition in native and invaded secondary forests of NW Argentina. *Acta Oecologica*, 54, 21-28.
- Arturi, M. F. (1997). *Regeneración de Celtis tala Gill ex Planch en el noreste de la provincia de Buenos Aires* (Tesis doctoral, Facultad de Ciencias Naturales y Museo. Universidad Nacional de La Plata).
- Arturi, M. F., & Goya, J. F. (2004). Estructura, dinámica y manejo de los talaes del NE de Buenos Aires. En: Goya, J. F., Frangi, J. & Arutr, M. F. (Editores). *Ecología y manejo de los bosques de Argentina*, pp 1-23.
- Arturi, M., Meroni, M. P., Paleo, C., & Herrera, R. (2009). Lineamientos para una zonificación del Parque Costero del Sur basada en la relación del paisaje con la cultura. En: Athor, J. (Editor) *Parque Costero del Sur: Magdalena y Punta Indio. Fundación de Historia Natural Félix de Azara, Buenos Aires*, pp 18-36.
- Aslan, C. E., Rejmánek, M., & Klinger, R. (2012). Combining efficient methods to detect spread of woody invaders in urban–rural matrix landscapes: an exploration using two species of Oleaceae. *Journal of Applied Ecology*, 49(2), 331-338.

Aslani, F., Juraimi, A. S., Ahmad-Hamdani, M. S., Alam, M. A., Hasan, M. M., Hashemi, F. G., & Bahram, M. (2019). The role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant invasion trajectory. *Plant and Soil*, 441(1), 1-14.

Augé RM. (2001). Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*, 11, 3–42.

Ba, L., Ning, J., Wang, D., Facelli, E., Facelli, J. M., Yang, Y., & Zhang, L. (2012). The relationship between the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and grazing in a meadow steppe. *Plant and Soil*, 352(1), 143-156.

Becerra, A. G., Cabello, M., Zak, M. R., & Bartoloni, N. (2009). Arbuscular mycorrhizae of dominant plant species in Yungas forests, Argentina. *Mycologia*, 101(5), 612-621.

Becerra, A. G., Cabello, M. N., & Bartoloni, N. J. (2011). Native arbuscular mycorrhizal fungi in the Yungas forests, Argentina. *Mycologia*, 103(2), 273-279.

Bever, J. D., Morton, J. B., Antonovics, J., & Schultz, P. A. (1996). Host-dependent sporulation and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a mown grassland. *Journal of Ecology*, 71-82.

Bever, J. D. (2002). Negative feedback within a mutualism: host-specific growth of mycorrhizal fungi reduces plant benefit. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 269(1509), 2595-2601.

Bever, J. D. (2003). Soil community feedback and the coexistence of competitors: conceptual frameworks and empirical tests. *New Phytologist*, 157(3), 465-473.

Bi, Y., Ma, W., Xing, F., Gao, Y., Li, Z., Chen, C., ... & Zhu, X. (2020). Diversity and specificity of arbuscular mycorrhizal fungi in the rhizosphere of six plants in the Songnen grassland, China. *Ecoscience*, 27(1), 11-21.

Błaszowski, J. (2012). *Glomeromycota*. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences.

Borda, V., Cofré, M. N., Longo, S., Grilli, G., & Urcelay, C. (2020). El “siempreverde” (*Ligustrum lucidum*), ¿Altera la composición de las comunidades de hongos micorrícicos arbusculares en el Chaco Serrano? *Ecología Austral*, 30(2), 282-294.

Borda, V., Longo, S., Marro, N., & Urcelay, C. (2021). The global invader *Ligustrum lucidum* accumulates beneficial arbuscular mycorrhizal fungi in a novel range. *Plant Ecology*, 222(3), 397-408.

Bouyoucos, G. J. (1962). Hydrometer method improved for making particle size analyses of soils 1. *Agronomy journal*, 54(5), 464-465.

Buduba, C. (2004). Muestreo de suelos. Criterios básicos. *Patagonia Forestal*, 1, 9-12.

Bünemann, E. K., Oberson, A., & Frossard, E. (Eds.). (2010). *Phosphorus in action: biological processes in soil phosphorus cycling (Vol. 26)*. Springer Science & Business Media. Berlin, Germany.

Bremner, J. M., & Mulvaney, S. C. (1982). Nitrogen total. En: Page, AL; Miller RH & DR Keeney (Editores). *Methods of Soil Analysis. Part II*. Madison, Wisconsin. USA. pp: 595–624.

Brundrett, M., Melville, L., Peterson, L., (1994). *Practical Methods in Mycorrhizal Research*. Mycologue Publications, University of Guelph, Guelph, Ontario.

Brundrett, M. C., Abbott, L. K., & Jasper, D. A. (1999). Glomalean mycorrhizal fungi from tropical Australia. *Mycorrhiza*, 8(6), 305-314.

Brundrett, M. C., & Ashwath, N. (2013). Glomeromycotan mycorrhizal fungi from tropical Australia III. Measuring diversity in natural and disturbed habitats. *Plant and Soil*, 370(1), 419-433.

Cabello, M. N. (1997). Hydrocarbon pollution: its effect on native arbuscular mycorrhizal fungi (AMF). *FEMS Microbiology Ecology*, 22(3), 233-236.

Cabello, M. N., Albanesi, A., & Brandan, C. (2013). Control de calidad de inoculantes formulados con hongos micorrícicos arbusculares (HMA). En: Albanesi, A. S., Benintende, S., Cassán, F., Peticari, A. (Editores) *Manual de procedimientos microbiológicos para la evaluación de inoculantes*. REDCAI - DIMAyA - Asociación Argentina de Microbiología. Buenos Aires, Argentina pp 45-54.

Cabrera, A. (1976). Regiones fitogeográficas Argentinas. *Enciclopedia argentina de agricultura y jardinería*, 2, 1-85.

Cahill Jr, J. F., Elle, E., Smith, G. R., & Shore, B. H. (2008). Disruption of a belowground mutualism alters interactions between plants and their floral visitors. *Ecology*, 89(7), 1791-1801.

Callaway, R. M., Cipollini, D., Barto, K., Thelen, G. C., Hallett, S. G., Prati, D., ... & Klironomos, J. (2008). Novel weapons: invasive plant suppresses fungal mutualists in America but not in its native Europe. *Ecology*, 89(4), 1043-1055.

Camenzind, T., Hempel, S., Homeier, J., Horn, S., Velescu, A., Wilcke, W., & Rillig, M. C. (2014). Nitrogen and phosphorus additions impact arbuscular mycorrhizal abundance and molecular diversity in a tropical montane forest. *Global Change Biology*, 20(12), 3646-3659.

Castro-Díez, P., Pauchard, A., Traveset, A., & Vilà, M. (2016). Linking the impacts of plant invasion on community functional structure and ecosystem properties. *Journal of Vegetation Science*, 27(6), 1233-1242.

Cavallotto, J. L. (1995). *Evolución geomorfológica de la llanura costera ubicada en el margen sur del Río de la Plata* (Tesis doctoral, Universidad Nacional de La Plata (UNLP)).

Chagnon, P. L., Bradley, R. L., Maherali, H., & Klironomos, J. N. (2013). A trait-based framework to understand life history of mycorrhizal fungi. *Trends in Plant Science*, 18(9), 484-491.

Chapuis-Lardy, L., Vanderhoeven, S. O. N. I. A., Dassonville, N., Koutika, L. S., & Meerts, P. (2006). Effect of the exotic invasive plant *Solidago gigantea* on soil phosphorus status. *Biology and Fertility of Soils*, 42(6), 481-489.

Chen, X., Tang, J., Zhi, G., & Hu, S. (2005). Arbuscular mycorrhizal colonization and phosphorus acquisition of plants: effects of coexisting plant species. *Applied Soil Ecology*, 28(3), 259-269.

Clements, F. E. (1905). *Research methods in ecology*. University Publishing Company.

Clements, F. E. (1936). Nature and structure of the climax. *Journal of Ecology*, 24(1), 252-284.

Cofré, M. N., Soteras, F., del Rosario Iglesias, M., Velázquez, S., Abarca, C., Risio, L., ... & Lugo, M. A. (2019). Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in South America: a review. En: Lugo, M. A. (Editor). *Mycorrhizal Fungi in South America*, pp 49-72.

Colombo, R. P., Fernandez Bidondo, L., Silvani, V. A., Carbonetto, M. B., Rascovan, N., Bompadre, M. J., ... & Godeas, A. M. (2014). Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in soil from the Pampa Ondulada, Argentina, assessed by pyrosequencing and morphological techniques. *Canadian Journal of Microbiology*, 60(12), 819-827.

Colombo, R. P., Recchi, M., Silvani, V. A., Pégola, M., Martínez, A., & Godeas, A. M. (2018). Detection of arbuscular mycorrhizal fungi associated with pecan (*Carya illinoensis*) trees by molecular and morphological approaches. *MycKeys*, (42), 73.

Colombo, R. P., Benavidez, M. E., Bidondo, L. F., Silvani, V. A., Bompadre, M. J., Statello, M., ... & Godeas, A. M. (2020). Arbuscular mycorrhizal fungi in heavy metal highly polluted soil in the Riachuelo river basin. *Revista Argentina de microbiología*, 52(2), 145-149.

Cortéz, M. G., Pérez, C. A., Pressuti, M., & Arturi, M. (2009). Cambios en la superficie boscosa y biomasa forrajera en los talaes de Magdalenay Punta indio. *Parque Costero del Sur: Magdalena y Punta Indio, provincia de Buenos Aires: naturaleza, conservación y patrimonio cultural*, Fundación de Historia Natural Félix de Azara, Buenos Aires, pp 92-103.

Cotrufo, M. F., Wallenstein, M. D., Boot, C. M., Deneff, K., & Paul, E. (2013). The Microbial Efficiency-Matrix Stabilization (MEMS) framework integrates plant litter decomposition with soil organic matter stabilization: do labile plant inputs form stable soil organic matter? *Global change biology*, 19(4), 988-995.

Cotton, T. A., Fitter, A. H., Miller, R. M., Dumbrell, A. J., & Helgason, T. (2015). Fungi in the future: interannual variation and effects of atmospheric change on arbuscular mycorrhizal fungal communities. *New Phytologist*, 205(4), 1598-1607.



- Daehler, C. C. (2003). Performance comparisons of co-occurring native and alien invasive plants: implications for conservation and restoration. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 34(1), 183-211.
- Daniell, T. J., Husband, R., Fitter, A. H., & Young, J. P. W. (2001). Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi colonising arable crops. *FEMS microbiology ecology*, 36(2-3), 203-209.
- Dascanio, L. M., Barrera, M. D., & Frangi, J. L. (1994). Biomass structure and dry matter dynamics of subtropical alluvial and exotic *Ligustrum forests* at the Río de la Plata, Argentina. *Vegetatio*, 115(1), 61-76.
- Dassonville, N., Vanderhoeven, S., Vanparys, V., Hayez, M., Gruber, W., & Meerts, P. (2008). Impacts of alien invasive plants on soil nutrients are correlated with initial site conditions in NW Europe. *Oecologia*, 157(1), 131-140.
- Davison, J., Moora, M., Öpik, M., Adholeya, A., Ainsaar, L., Bâ, A., ... & Zobel, M. (2015). Global assessment of arbuscular mycorrhizal fungus diversity reveals very low endemism. *Science*, 349(6251), 970-973.
- Deguchi, S., Uozumi, S., Touno, E., Kaneko, M., & Tawaraya, K. (2012). Arbuscular mycorrhizal colonization increases phosphorus uptake and growth of corn in a white clover living mulch system. *Soil science and plant nutrition*, 58(2), 169-172.
- Djuuna, I. A. F., Abbott, L., & Van Niel, K. (2010). Predicting infectivity of Arbuscular Mycorrhizal fungi from soil variables using Generalized Additive Models and Generalized Linear Models. *Biodiversitas*, 11(3), 145-150.
- Di Rienzo, J. A. (2009). InfoStat versión 2009. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. <http://www.infostat.com.ar>.
- Dogra, K. S., Sood, S. K., Dobhal, P. K., & Sharma, S. (2010). Alien plant invasion and their impact on indigenous species diversity at global scale: A review. *Journal of ecology and the natural environment*, 2(9), 175-186.
- El-Shatnawi, M. K. J., & Makhadmeh, I. M. (2001). Ecophysiology of the plant–rhizosphere system. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 187(1), 1-9.
- Elton, C. S. (1958) *The ecology of invasions by animals and plants*. Methuen, London.
- Enoki, T., & Drake, D. R. (2017). Alteration of soil properties by the invasive tree *Psidium cattleianum* along a precipitation gradient on O'ahu Island, Hawai'i. *Plant Ecology*, 218(8), 947-955.

Farías, L., Vettorazzi, R., & Brazeiro, A. (2018). Efecto del Ligustro (*Ligustrum lucidum*) sobre el funcionamiento ecosistémico del bosque nativo: descomposición. *Recientes avances en investigación para la gestión y conservación del bosque nativo de Uruguay*. Montevideo. Facultad de Ciencias-MGAP-BMEL, 36-38.

Fernandez, R. D., Ceballos, S. J., Aragón, R., Malizia, A., Montti, L., Whitworth-Hulse, J. I., ... & Grau, H. R. (2020). A global review of *Ligustrum lucidum* (OLEACEAE) invasion. *The Botanical Review*, 86(2), 93-118.

Flores, C., & Cuenca, G. (2004). Crecimiento y dependencia micorrízica de la especie pionera y polenectarífera *Oyedaea verbesinoides* (Tara amarilla), Asteraceae. *Interciencia*, 29(11), 632-637.

Francis, R., & Read, D. J. (1994). The contributions of mycorrhizal fungi to the determination of plant community structure. *Plant and soil*, 159(1), 11-25.

Francis, R., & Read, D. J. (1995). Mutualism and antagonism in the mycorrhizal symbiosis, with special reference to impacts on plant community structure. *Canadian Journal of Botany*, 73(S1), 1301-1309.

Franco, M. G., Behr, M. C. P., Medina, M., Pérez, C., Mundo, I. A., Cellini, J. M., & Arturi, M.F. (2018). Talares del NE bonaerense con presencia de *Ligustrum lucidum*: Cambios en la estructura y la dinámica del bosque. *Ecología Austral* 28(3): 502-512.

Frontier, S., Pichod-Viale, D., Leprêtre, A., Davoult, D., & Luczak, C. (2008). *Ecosystèmes. Structure, fonctionnement, évolution*. Dunod, Paris.

Furey, C. (2010). *Patrones de descomposición en el Bosque Serrano de Córdoba: el efecto de las especies exóticas a través de los parches monoespecíficos, la calidad foliar y las mezclas de broza*. (Tesis de grado. Universidad Nacional de Córdoba, Argentina).

Gerdemann, J. W., & Nicolson, T. H. (1963). Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological society*, 46(2), 235-244.

Gerz, M., Guillermo Bueno, C., Ozinga, W. A., Zobel, M., & Moora, M. (2018). Niche differentiation and expansion of plant species are associated with mycorrhizal symbiosis. *Journal of Ecology*, 106(1), 254-264.

Gleason, H. A. (1917). The structure and development of the plant association. *Bulletin of the Torrey Botanical Club*, 44(10), 463-481.

Goya J. F., Placci, G., Arturi, M. F., & Brown, A. (1992). Distribución y características estructurales de los Talares de la reserva de biosfera "Parque Costero del Sur". *Revista de la Facultad de Agronomía, La Plata* 68(1):53-64.

Godoy, O., Castro-Díez, P., Van Logtestijn, R. S., Cornelissen, J. H., & Valladares, F. (2010). Leaf litter traits of invasive species slow down decomposition compared to Spanish natives: a broad phylogenetic comparison. *Oecologia*, *162*(3), 781-790.

Goodwin, J., (1992). The role of mycorrhizal fungi in competitive interactions among native bunchgrasses and alien weeds- a review and synthesis. *Northwest Science*, *66*, 251-260.

Goto, B. T., & Maia, L. C. (2005). Sporocarpic species of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota), with a new report from Brazil. *Acta Botanica Brasílica*, *19*(3), 633-637.

Grilli, G., Urcelay, C., Longo, M. S., & Galetto, L. (2014). Mycorrhizal fungi affect plant growth: experimental evidence comparing native and invasive hosts in the context of forest fragmentation. *Plant ecology*, *215*(12), 1513-1525.

Grime, J. P. (1977). Evidence for the existence of three primary strategies in plants and its relevance to ecological and evolutionary theory. *The american naturalist*, *111*(982), 1169-1194.

Gross, N., Le Bagousse-Pinguet, Y., Liancourt, P., Urcelay, C., Catherine, R., & Lavorel, S. (2010). Trait-mediated effect of arbuscular mycorrhiza on the competitive effect and response of a monopolistic species. *Functional Ecology*, *24*(5), 1122-1132.

Guadarrama, P., & Álvarez-Sánchez, F. J. (1999). Abundance of arbuscular mycorrhizal fungi spores in different environments in a tropical rain forest, Veracruz, Mexico. *Mycorrhiza*, *8*(5), 267-270.

Hausmann, N. T., & Hawkes, C. V. (2009). Plant neighborhood control of arbuscular mycorrhizal community composition. *New Phytologist*, *183*(4), 1188-1200.

Hausmann, N. T., & Hawkes, C. V. (2010). Order of plant host establishment alters the composition of arbuscular mycorrhizal communities. *Ecology*, *91*(8), 2333-2343.

Hawkes, C. V., Belnap, J., D'Antonio, C., & Firestone, M. K. (2006). Arbuscular mycorrhizal assemblages in native plant roots change in the presence of invasive exotic grasses. *Plant and Soil*, *281*(1), 369-380.

Haene, E., De Francesco, V., Ostrosky, C., & Di Giacomo, A. (2003). La Reserva Natural Otamendi. Descripción General. En: Haene, E., Pereyra, J. (Editores) *Fauna de Otamendi. Inventario de los animales vertebrados de la Reserva Natural Otamendi. Partido de Campana, Provincia de Buenos Aires, Argentina. Temas de naturaleza y Conservación. Aves Argentinas/AOP*, pp 5-16.

Heijden, M. G. A.v.d., & Sanders, I. R. (2002). *Mycorrhizal ecology*. New York: Springer, Berlin.

Hetrick, B. D., Wilson, G. T., & Hartnett, D. C. (1989). Relationship between mycorrhizal dependence and competitive ability of two tallgrass prairie grasses. *Canadian Journal of Botany*, *67*(9), 2608-2615.

Hiiesalu, I., Pärtel, M., Davison, J., Gerhold, P., Metsis, M., Moora, M., ... & Wilson, S. D. (2014). Species richness of arbuscular mycorrhizal fungi: associations with grassland plant richness and biomass. *New Phytologist*, 203(1), 233-244.

Hoagland, B. W., & Collins, S. L. (1997). Gradient models, gradient analysis, and hierarchical structure in plant communities. *Oikos*, 23-30.

Hodge, A., Helgason, T., & Fitter, A. H. (2010). Nutritional ecology of arbuscular mycorrhizal fungi. *Fungal Ecology*, 3(4), 267-273.

Horn, S., Hempel, S., Verbruggen, E., Rillig, M. C., & Caruso, T. (2017). Linking the community structure of arbuscular mycorrhizal fungi and plants: a story of interdependence? *The ISME Journal*, 11(6), 1400-1411.

Hoyos, L. E., Gavier-Pizarro, G. I., Kuemmerle, T., Bucher, E. H., Radeloff, V. C., & Tecco, P. A. (2010). Invasion of glossy privet (*Ligustrum lucidum*) and native forest loss in the Sierras Chicas of Córdoba, Argentina. *Biological invasions*, 12(9), 3261-3275.

Hughes, R. F., & Denslow, J. S. (2005). Invasion by a N<sub>2</sub>-fixing tree alters function and structure in wet lowland forests of Hawaii. *Ecological Applications*, 15(5), 1615-1628.

Hughes, R. F., & Uowolo, A. (2006). Impacts of *Falcataria moluccana* invasion on decomposition in Hawaiian lowland wet forests: the importance of stand-level controls. *Ecosystems*, 9(6), 977-991.

Hurtado, M., & Ferrer, J. A. (1988). *Guía de Campo de las Segundas Jornadas de Suelos de la Región Pampeana*. La Plata.

Van der Putten, W. H. (2010). Impacts of soil microbial communities on exotic plant invasions. *Trends in Ecology & Evolution*, 25(9), 512-519.

IRAM-SAGyP. (2010). Norma 29570-1. Calidad ambiental. Calidad de suelo. Determinación de fósforo extraíble en suelos. Parte 1 – Método Bray Kurtz 1 modificado (Extracción con fluoruro de amonio ác. clorhídrico).

IRAM-SAGyP (2004). Norma 29577-1. Calidad ambiental. Calidad de suelo. Determinación de capacidad de intercambio catiónico y cationes básicos intercambiables. Parte 1: extracción con acetato de amonio pH 7.

Irrazabal, G., Velázquez, S., & Cabello, M. (2004). Infectividad y diversidad de hongos micorrícicos arbusculares de la rizósfera de los talares de Magdalena, provincia de Buenos Aires, Argentina. *Boletín Micológico*, 19.

Irrazabal, G. (2007). *Estudio de las comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares en bosques nativos de Celtis tala* (Tesis doctoral, Facultad de Ciencias Naturales y Museo. Universidad Nacional de La Plata).

Isaac, S. (1992). *Fungal-plant interactions*. Chapman and Hall, New York.

Janos, D. P. (2007). Plant responsiveness to mycorrhizas differs from dependence upon mycorrhizas. *Mycorrhiza*, 17(2), 75-91.

Jo, I., Fridley, J. D., & Frank, D. A. (2017). Invasive plants accelerate nitrogen cycling: evidence from experimental woody monocultures. *Journal of Ecology*, 105(4), 1105-1110.

Johnson, N. C., & Wedin, D. A. (1997). Soil carbon, nutrients, and mycorrhizae during conversion of dry tropical forest to grassland. *Ecological Applications*, 7(1), 171-182.

Johnson, N. C., Graham, J. H., & Smith, F. A. (1997). Functioning of mycorrhizal associations along the mutualism–parasitism continuum. *New phytologist*, 135(4), 575-585.

Kahiluoto, H., Ketoja, E., & Vestberg, M. (2000). Creation of a non-mycorrhizal control for a bioassay of AM effectiveness. *Mycorrhiza*, 9(5), 241-258.

Kahiluoto, H., Ketoja, E., Vestberg, M., & Saarela, I. (2001). Promotion of AM utilization through reduced P fertilization 2. Field studies. *Plant and soil*, 231(1), 65-79.

Keane, R. M., & Crawley, M. J. (2002). Exotic plant invasions and the enemy release hypothesis. *Trends in ecology & evolution*, 17(4), 164-170.

Klironomos, J., Zobel, M., Tibbett, M., Stock, W. D., Rillig, M. C., Parrent, J. L., ... & Bever, J. D. (2011). Forces that structure plant communities: quantifying the importance of the mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist*, 189(2), 366-370.

Knight, K. S., Kurylo, J. S., Endress, A. G., Stewart, J. R., & Reich, P. B. (2007). Ecology and ecosystem impacts of common buckthorn (*Rhamnus cathartica*): a review. *Biological Invasions*, 9(8), 925-937.

Kokkoris, V., Lekberg, Y., Antunes, P. M., Fahey, C., Fordyce, J. A., Kivlin, S. N., & Hart, M. M. (2020). Codependency between plant and arbuscular mycorrhizal fungal communities: what is the evidence?. *New Phytologist*, 228(3), 828-838.

Koske, R. E., & Tessier, B. (1983). A convenient, permanent slide mounting medium. *Newsletter of the Mycological Society of America* 34: 59.

Koutika, L. S., Vanderhoeven, S., Chapuis-Lardy, L., Dassonville, N., & Meerts, P. (2007). Assessment of changes in soil organic matter after invasion by exotic plant species. *Biology and Fertility of Soils*, 44(2), 331-341.

Kovach, W. L. (1999). MVSP-A multivariate statistical Package for Windows, ver. 3.1. *Kovach Computing Services, Pentraeth, Wales, UK*, 137.

Kueffer, C., Klingler, G., Zirfass, K., Schumacher, E., Edwards, P. J., & Güsewell, S. (2008). Invasive trees show only weak potential to impact nutrient dynamics in phosphorus-poor tropical forests in the Seychelles. *Functional Ecology*, 22(2), 359-366.

Leal, P. L., Stürmer, S. L., & Siqueira, J. O. (2009). Occurrence and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in trap cultures from soils under different land use systems in the Amazon, Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology*, 40(1), 111-121.

Lekberg, Y., Gibbons, S. M., Rosendahl, S., & Ramsey, P. W. (2013). Severe plant invasions can increase mycorrhizal fungal abundance and diversity. *The ISME journal*, 7(7), 1424-1433.

Liao, C., Peng, R., Luo, Y., Zhou, X., Wu, X., Fang, C., ... & Li, B. (2008). Altered ecosystem carbon and nitrogen cycles by plant invasion: a meta-analysis. *New phytologist*, 177(3), 706-714.

Longo, S., Nouhra, E., Goto, B. T., Berbara, R. L., & Urcelay, C. (2014). Effects of fire on arbuscular mycorrhizal fungi in the Mountain Chaco Forest. *Forest Ecology and Management*, 315, 86-94.

Lovelock, C. E., Andersen, K., & Morton, J. B. (2003). Arbuscular mycorrhizal communities in tropical forests are affected by host tree species and environment. *Oecologia*, 135(2), 268-279.

Lugo, M. A., & Cabello, M. N. (1999). Acaulosporaceae (Glomales, Zygomycetes) en pastizales autóctonos del centro de Argentina. II. *Darwiniana*, 323-332.

Mack, R. N. (1996) Predicting the identity and fate of plant invaders: emergent and emerging approaches. *Biological Conservation*, 78, 107-121.

Mack, R. N., Simberloff, D., Mark Lonsdale, W., Evans, H., Clout, M., & Bazzaz, F. A. (2000). Biotic invasions: causes, epidemiology, global consequences, and control. *Ecological applications*, 10(3), 689-710.

Magurran, A. E., & McGill, B. J. (Editores.). (2011). *Biological diversity: frontiers in measurement and assessment*. Oxford University Press.

Marano, A. V., Saparrat, M. C. N., Steciow, M. M., Cabello, M. N., Gleason, F. H., Pires-Zottarelli, C. L. A., ... & Barrera, M. D. (2013). Comparative analysis of leaf-litter decomposition from the native *Pouteria salicifolia* and the exotic invasive *Ligustrum lucidum* in a lowland stream (Buenos Aires, Argentina). *Fundamental and Applied Limnology*, 183(4), 297-307.

Marler, M. J., Zabinski, C. A., & Callaway, R. M. (1999). Mycorrhizae indirectly enhance competitive effects of an invasive forb on a native bunchgrass. *Ecology*, 80(4), 1180-1186.

- Martinez, L. B., & Pugnaire, F. I. (2009). Interactions between arbuscular mycorrhizal fungi and plants communities. Some examples from arid ecosystems. *Ecosistemas*, 18(2), 44-54.
- Meharg AA, Cairney JWG. (1999). Co-evolution of mycorrhizal symbionts and their hosts to metal-contaminated environments. *Advances in Environmental Research* 30:69–112.
- Menoyo, E., Renison, D., & Becerra, A. G. (2009). Arbuscular mycorrhizas and performance of *Polylepis australis* trees in relation to livestock density. *Forest ecology and management*, 258(12), 2676-2682.
- Menzel, A., Hempel, S., Klotz, S., Moora, M., Pyšek, P., Rillig, M. C., ... & Kühn, I. (2017). Mycorrhizal status helps explain invasion success of alien plant species. *Ecology*, 98(1), 92-102.
- Miransari, M. (2011). Interactions between arbuscular mycorrhizal fungi and soil bacteria. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 89(4), 917-930.
- Mitchell, J. D., Lockaby, B. G., & Brantley, E. F. (2011). Influence of Chinese privet (*Ligustrum sinense*) on decomposition and nutrient availability in riparian forests. *Invasive Plant Science and Management*, 4(4), 437-447.
- Montaldo, N. H. (2000). Éxito reproductivo de plantas ornitócoras en un relicto de selva subtropical en Argentina. *Revista Chilena de Historia Natural*, 73(3), 511-524.
- Mooney, H. A. (2005). *Invasive alien species: a new synthesis* (Vol. 63). Island press.
- Morello, J., Matteucci, S. D., Rodriguez, A. F., & Silva, M. E. (2012). Ecorregiones y complejos Ecosistémicos de Argentina. *Orientación Gráfica Editora, Buenos Aires*.
- Morton, J. B., & Benny, G. L. (1990). Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae, and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomaceae. *Mycotaxon*, 37, 471-491.
- Morton, J. B., & Redecker, D. (2001). Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new genera *Archaeospora* and *Paraglomus*, based on concordant molecular and morphological characters. *Mycologia*, 93(1), 181-195.
- Mosse, B. (1953). Fructifications associated with mycorrhizal strawberry roots. *Nature*, 171(4361), 974-974.

Mummey, D. L., Rillig, M. C., & Holben, W. E. (2005). Neighboring plant influences on arbuscular mycorrhizal fungal community composition as assessed by T-RFLP analysis. *Plant and Soil*, 271(1), 83-90.

Mummey, D. L., & Rillig, M. C. (2006). The invasive plant species *Centaurea maculosa* alters arbuscular mycorrhizal fungal communities in the field. *Plant and Soil*, 288(1), 81-90.

Newsham, K. K., Fitter, A. H., & Watkinson, A. R. (1995). Multi-functionality and biodiversity in arbuscular mycorrhizas. *Trends in Ecology & Evolution*, 10(10), 407-411.

Njeru, E. M., Avio, L., Bocci, G., Sbrana, C., Turrini, A., Bàrberi, P., ... & Oehl, F. (2015). Contrasting effects of cover crops on 'hot spot' arbuscular mycorrhizal fungal communities in organic tomato. *Biology and fertility of soils*, 51(2), 151-166.

Nijjer, S., Rogers, W. E., & Siemann, E. (2010). The impacts of fertilization on mycorrhizal production and investment in Western Gulf Coast Grasslands. *The American Midland Naturalist*, 163(1), 124-133.

Oehl, F., Sieverding, E., Ineichen, K., Ris, E. A., Boller, T., & Wiemken, A. (2005). Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi at different soil depths in extensively and intensively managed agroecosystems. *New Phytologist*, 165(1), 273-283.

Oehl, F., Sieverding, E., Ineichen, K., Maeder, P., Wiemken, A., & Boller, T. (2009). Distinct sporulation dynamics of arbuscular mycorrhizal fungal communities from different agroecosystems in long-term microcosms. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 134(3-4), 257-268.

Oehl, F., Laczko, E., Bogenrieder, A., Stahr, K., Bösch, R., van der Heijden, M., & Sieverding, E. (2010). Soil type and land use intensity determine the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Soil Biology and Biochemistry*, 42(5), 724-738.

Öpik, M., Vanatoa, A., Vanatoa, E., Moora, M., Davison, J., Kalwij, J. M., ... & Zobel, M. (2010). The online database MaarjAM reveals global and ecosystemic distribution patterns in arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). *New Phytologist*, 188(1), 223-241.

Parodi, L. R. (1940). La distribución geográfica de: los talares en la Provincia de Buenos Aires. *Darwiniana*, 4(1), 33-56.

Pendergast IV, T. H., Burke, D. J., & Carson, W. P. (2013). Belowground biotic complexity drives aboveground dynamics: a test of the soil community feedback model. *New Phytologist*, 197(4), 1300-1310.

Phillips, J. M., & Hayman, D. S. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British mycological Society*, 55(1), 158-161.



Picone, C. (2000). Diversity and Abundance of Arbuscular–Mycorrhizal Fungus Spores in Tropical Forest and Pasture 1. *Biotropica*, 32(4a), 734-750.

Plaza Behr, M. C. P., Pérez, C. A., Goya, J. F., Azcona, M., & Arturi, M. F. (2016). Plantación de *Celtis ehrenbergiana* como técnica de recuperación de bosques invadidos por *Ligustrum lucidum* en los talares del NE de Buenos Aires. *Ecología austral*, 26(2), 171-177.

Plenchette, C., Fortin, J. A., & Furlan, V. (1983). Growth responses of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility. *Plant and soil*, 70(2), 199-209.

Pringle, A., Bever, J. D., Gardes, M., Parrent, J. L., Rillig, M. C., & Klironomos, J. N. (2009). Mycorrhizal Symbioses and Plant Invasions. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 40, 699–715.

Purin, S., & Rillig, M. C. (2007). The arbuscular mycorrhizal fungal protein glomalin: limitations, progress, and a new hypothesis for its function. *Pedobiologia*, 51(2), 123-130.

Rai, P. K., & Singh, J. S. (2020). Invasive alien plant species: Their impact on environment, ecosystem services and human health. *Ecological Indicators*, 111, 106020.

Redecker, D., Schüßler, A., Stockinger, H., Stürmer, S., Morton, J., y Walker, C. (2013). An evidence-based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*). *Mycorrhiza*, 23(7): 515–531.

Reinhart, K. O., & Callaway, R. M. (2006). Soil biota and invasive plants. *New phytologist*, 170(3), 445-457.

Řezáčová, V., Řezáč, M., Gryndler, M., Hřelová, H., Gryndlerová, H., & Michalová, T. (2021). Plant invasion alters community structure and decreases diversity of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Applied Soil Ecology*, 167, 104039.

Rhoades, J. D., Chanduvi, F., & Lesch, S. M. (1999). *Soil salinity assessment: Methods and interpretation of electrical conductivity measurements* (No. 57). Food & Agriculture Org.

Ribichich, A. M., & Protomastro, J. (1998). Woody vegetation structure of xeric forest stands under different edaphic site conditions and disturbance histories in the Biosphere Reserve 'Parque Costero del Sur', Argentina. *Plant Ecology*, 139(2), 189-201.

Robinson-Boyer, L., Grzyb, I., & Jeffries, P. (2009). Shifting the balance from qualitative to quantitative analysis of arbuscular mycorrhizal communities in field soils. *Fungal Ecology*, 2(1), 1-9.

Rodríguez-Echeverría, S. (2009). Organismos del suelo: la dimensión invisible de las invasiones por plantas no nativas. *Revista Ecosistemas*, 18(2).

- Rojas, T. N., Gallo, M. C. F., Vergara-Tabares, D. L., Nazaro, M. G., Zampini, I. C., Isla, M. I., & Blendinger, P. G. (2019). Being popular or freak: how alien plants integrate into native plant-frugivore networks. *Biological Invasions*, 21(8), 2589-2598.
- Rundel, P. W., Dickie, I. A., & Richardson, D. M. (2014). Tree invasions into treeless areas: mechanisms and ecosystem processes. *Biological Invasions*, 16(3), 663-675.
- Sagadin, M. B., Monteoliva, M. I., Luna, C. M., & Cabello, M. N. (2018). Diversity and infectivity of native arbuscular mycorrhizal fungi from *Prosopis alba* areas with contrasting edaphoclimatic characteristics in the Argentinian Parque Chaqueño. *AgriScientia*, 35(2), 19-33.
- SAMLA. (1995). *Sistema de Apoyo Metodológico de Laboratorios de Análisis de Suelos y Aguas*.
- Sánchez, R.O., Ferrer, J.A., Duymovich, O.A., & Hurtado, M.A. (1976). Estudio Pedológico Integral de los Partidos de Magdalena y Brandsen (Provincia de Buenos Aires). *Anales del LEMIT. Serie II N° 310*, 1: 23-30.
- Saparrat, M. C. N., Rocca, M., Aulicino, M., Arambarri, A. M., & Balatti, P. A. (2008). *Celtis tala* and *Scutia buxifolia* leaf litter decomposition by selected fungi in relation to their physical and chemical properties and lignocellulolytic enzyme activity. *European Journal of Soil Biology*, 44(4), 400-407.
- Scheublin, T. R., Van Logtestijn, R. S., & Van Der Heijden, M. G. (2007). Presence and identity of arbuscular mycorrhizal fungi influence competitive interactions between plant species. *Journal of Ecology*, 95(4), 631-638.
- Schüßler, A., Schwarzott, D., & Walker, C. (2001). A new fungal phylum, the Glomeromycota: evolution and phylogeny. *Mycological Research*, 105, 1413-1421.
- Schüßler, A., & Walker, C. (2010). The Glomeromycota: A Species List With New Families and New Genera. *The Glomeromycota: A Species List With New Families and New Genera*.
- Shah, M. A., Reshi, Z. A., & Khasa, D. P. (2009). Arbuscular mycorrhizas: drivers or passengers of alien plant invasion. *The Botanical Review*, 75(4), 397-417.
- Sharmah, D., & Jha, D. K. (2014). Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in disturbed and undisturbed forests of Karbi Anglong Hills of Assam, India. *Agricultural Research*, 3(3), 229-238.
- Sieverding, E. (1984). Aspectos básicos de la investigación de la micorriza vesículoarbuscular. En: Sieverding, E. (Editor) *Investigaciones sobre micorrizas en Colombia*, pp 1-14.
- Simard, S. W., & Durall, D. M. (2004). Mycorrhizal networks: a review of their extent, function, and importance. *Canadian Journal of Botany*, 82(8), 1140-1165.

Simard, S. W., Beiler, K. J., Bingham, M. A., Deslippe, J. R., Philip, L. J., & Teste, F. P. (2012). Mycorrhizal networks: mechanisms, ecology and modelling. *Fungal Biology Reviews*, 26(1), 39-60.

Smith, S. E., & Read, D. (2008). *Mycorrhizal symbiosis*, 3rd edn. Amsterdam, the Netherlands: Academic Press.

Solís-Rodríguez, U. R. J., Ramos-Zapata, J. A., Hernández-Cuevas, L., Salinas-Peba, L., & Guadarrama, P. (2020). Arbuscular mycorrhizal fungi diversity and distribution in tropical low flooding forest in Mexico. *Mycological Progress*, 19(3), 195-204.

Soteras, F., Cofré, N., Bartoloni, N. J., Cabello, M. N., & Becerra, A. (2013). Hongos arbusculares (Glomeromycota) en la rizósfera de *Atriplex lampa* en dos ambientes salinos de Córdoba: influencia de la profundidad en la colonización radical y presencia de morfoespecies. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 48.

Soteras, F., Grilli, G., Cofré, M. N., Marro, N., & Becerra, A. (2014). Arbuscular mycorrhizal fungal composition in high montane forests with different disturbance histories in central Argentina. *Applied Soil Ecology*, 85, 30-37.

Soteras, F., Moreira, B. C., Grilli, G., Pastor, N., Mendes, F. C., Mendes, D. R., ... & Becerra, A. (2016). Arbuscular mycorrhizal fungal diversity in rhizosphere spores versus roots of an endangered endemic tree from Argentina: Is fungal diversity similar among forest disturbance types? *Applied Soil Ecology*, 98, 272-277.

Soteras, F., Menoyo, E., Grilli, G., & Becerra, A. G. (2019). Arbuscular mycorrhizal fungal communities of high mountain ecosystems of South America: relationship with microscale and macroscale factors. In *Mycorrhizal Fungi in South America* (pp. 257-275). Springer, Cham.

Souza FA (2005) Biology, ecology and evolution of the family Gigasporaceae, arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). NIOO Thesis 42. University of Leiden, Leiden.

Stinson, K. A., Campbell, S. A., Powell, J. R., Wolfe, B. E., Callaway, R. M., Thelen, G. C., ... & Klironomos, J. N. (2006). Invasive plant suppresses the growth of native tree seedlings by disrupting belowground mutualisms. *PLoS Biology*, 4(5), e140.

Stover, H. J., Thorn, R. G., Bowles, J. M., Bernards, M. A., & Jacobs, C. R. (2012). Arbuscular mycorrhizal fungi and vascular plant species abundance and community structure in tallgrass prairies with varying agricultural disturbance histories. *Applied Soil Ecology*, 60, 61-70.

Strullu-Derrien, C., Selosse, M. A., Kenrick, P., & Martin, F. M. (2018). The origin and evolution of mycorrhizal symbioses: from palaeomycology to phylogenomics. *New Phytologist*, 220(4), 1012-1030.

Stürmer, S. L., & Siqueira, J. O. (2011). Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in Western Brazilian Amazon. *Mycorrhiza*, 21(4), 255-267.

Stürmer, S. L., Bever, J. D., & Morton, J. B. (2018). Biogeography of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota): a phylogenetic perspective on species distribution patterns. *Mycorrhiza*, 28(7), 587-603.

Symanczik, S., Błaszowski, J., Koegel, S., Boller, T., Wiemken, A., & Al-Yahya’Ei, M. N. (2014). Isolation and identification of desert habituated arbuscular mycorrhizal fungi newly reported from the Arabian Peninsula. *Journal of arid land*, 6(4), 488-497.

Torres Robles, S. S., & Arturi, M. F. (2009). Variación de la composición y riqueza florística en los talares del Parque Costero del Sur y su relación con el resto de los talares bonaerenses. *Parque Costero del Sur: Magdalena y Punta Indio, provincia de Buenos Aires: naturaleza, conservación y patrimonio cultural*, 104.

Tulasne, L. R., & Tulasne, C. (1844). Fungi Nonnulli hypogaei, novi v. minus cogniti. *Giornale Botanico Italiano*, 2(7-8), 55–63.

Turrini, A., & Giovannetti, M. (2012). Arbuscular mycorrhizal fungi in national parks, nature reserves and protected areas worldwide: a strategic perspective for their in situ conservation. *Mycorrhiza*, 22(2), 81-97.

Van Der Heijden, M. G. (2004). Arbuscular mycorrhizal fungi as support systems for seedling establishment in grassland. *Ecology Letters*, 7(4), 293-303.

Velázquez, M.S. (2011). *Comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares en el Parque Nacional El Palmar* (Tesis Doctoral, Facultad de Ciencias Naturales y Museo. Universidad Nacional de La Plata).

Velázquez, S., & Cabello, M. (2011). Occurrence and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in trap cultures from El Palmar National Park soils. *European Journal of Soil Biology*, 47(4), 230-235.

Velázquez, M. S., Cabello, M. N., & Barrera, M. (2013). Composition and structure of arbuscular-mycorrhizal communities in El Palmar National Park, Argentina. *Mycologia*, 105(3), 509-520.

Velázquez, M. S., Fabisik, J. C., Barrera, M., Allegrucci, N., Valdés, F. E., Abarca, C. L., & Cabello, M. (2020). Diversity and abundance of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota) associated with *Ilex paraguayensis* in Northeastern Argentina. *Revista de Biología Tropical*, 68(4), 1231-1240.

Vilà, M., & Weiner, J. (2004). Are invasive plant species better competitors than native plant species?—evidence from pair-wise experiments. *Oikos*, 105(2), 229-238.

Vilà, M., Espinar, J. L., Hejda, M., Hulme, P. E., Jarošík, V., Maron, J. L., ... & Pyšek, P. (2011). Ecological impacts of invasive alien plants: a meta-analysis of their effects on species, communities and ecosystems. *Ecology Letters*, *14*(7), 702-708.

Vogelsang, K. M., & Bever, J. D. (2009). Mycorrhizal densities decline in association with nonnative plants and contribute to plant invasion. *Ecology*, *90*(2), 399-407.

Walker, C., Mize, C. W., & McNabb Jr, H. S. (1982). Populations of endogonaceous fungi at two locations in central Iowa. *Canadian Journal of Botany*, *60*(12), 2518-2529.

Walkley, A., & Black, I. A. (1934). An examination of the Degtjareff method for determining soil organic matter, and a proposed modification of the chromic acid titration method. *Soil science*, *37*(1), 29-38.

Wang, G. M., Stribley, D. P., Tinker, P. B., & Walker, C. (1993). Effects of pH on arbuscular mycorrhiza I. Field observations on the long-term liming experiments at Rothamsted and Woburn. *New Phytologist*, *124*(3), 465-472.

Wang, K., He, X., Xie, L., & Zhao, L. (2018). Arbuscular mycorrhizal fungal community structure and diversity are affected by host plant species and soil depth in the Mu Us Desert, northwest China. *Arid Land Research and Management*, *32*(2), 198–211.

Wardle, D. A., Bardgett, R. D., Klironomos, J. N., Setälä, H., Van Der Putten, W. H., & Wall, D. H. (2004). Ecological linkages between aboveground and belowground biota. *Science*, *304*(5677), 1629-1633.

Wardle, D. A., & Peltzer, D. A. (2017). Impacts of invasive biota in forest ecosystems in an aboveground–belowground context. *Biological Invasions*, *19*(11), 3301-3316.

Weidenhamer, J. D., & Callaway, R. M. (2010). Direct and indirect effects of invasive plants on soil chemistry and ecosystem function. *Journal of chemical ecology*, *36*(1), 59-69.

Whittaker, R. H. (1967). Gradient analysis of vegetation. *Biological Reviews*, *42*(2), 207-264.

Walker, C., Mize, C. W., & McNabb Jr, H. S. (1982). Populations of endogonaceous fungi at two locations in central Iowa. *Canadian Journal of Botany*, *60*(12), 2518-2529.

Wolfe, B. E., Rodgers, V. L., Stinson, K. A., & Pringle, A. (2008). The invasive plant *Alliaria petiolata* (garlic mustard) inhibits ectomycorrhizal fungi in its introduced range. *Journal of Ecology*, *96*(4), 777-783.

Zamora Nasca, L., Montti, L., Grau, R., & Paolini, L. (2014). Efectos de la invasión del ligustro, *Ligustrum lucidum*, en la dinámica hídrica de las Yungas del noroeste Argentino. *Bosque (Valdivia)*, *35*(2), 195-205.

Zhang, Y., Guo, L. D., & Liu, R. J. (2004). Survey of arbuscular mycorrhizal fungi in deforested and natural forest land in the subtropical region of Dujiangyan, southwest China. *Plant and Soil*, 261(1), 257-263.

Zubek, S., Majewska, M. L., Błaszowski, J., Stefanowicz, A. M., Nobis, M., & Kapusta, P. (2016). Invasive plants affect arbuscular mycorrhizal fungi abundance and species richness as well as the performance of native plants grown in invaded soils. *Biology and Fertility of Soils*, 52(6), 879-893.

## Anexo

**Tabla suplementaria 1:** Correlaciones de Pearson de los valores de abundancia (individuos/ha) y área basal (m<sup>2</sup>/ha), abundancia de individuos muertos y abundancia de renovales de las especies arbóreas del talar (Nativas: *Jodina rhombifolia*, *Scutia buxifolia* y *Celtis tala*). Las filas sombreadas señalan los valores de correlación significativos.

Variable(1)	Variable(2)	Pearson	p-valor
Área basal <i>Jodina rhombifolia</i>	Área basal <i>Scutia buxifolia</i>	0,07896	0,73371
Área basal <i>Jodina rhombifolia</i>	Área basal <i>Celtis tala</i>	0,28270	0,21435
Área basal <i>Jodina rhombifolia</i>	Área basal <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,30758	0,17499
Área basal <i>Jodina rhombifolia</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,45167	0,03984
Área basal <i>Jodina rhombifolia</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,01283	0,95599
Área basal <i>Jodina rhombifolia</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,39841	0,07363
Área basal <i>Jodina rhombifolia</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,23195	0,31166
Área basal <i>Jodina rhombifolia</i>	Abundancia de muertos Nativas	0,01133	0,96113
Área basal <i>Jodina rhombifolia</i>	Abundancia de muertos <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,19218	0,40396
Área basal <i>Scutia buxifolia</i>	Área basal <i>Celtis tala</i>	-0,13593	0,55687
Área basal <i>Scutia buxifolia</i>	Área basal <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,07163	0,75766
Área basal <i>Scutia buxifolia</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,16727	0,46861
Área basal <i>Scutia buxifolia</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,06003	0,79604
Área basal <i>Scutia buxifolia</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,24852	0,27735
Área basal <i>Scutia buxifolia</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,06059	0,79418
Área basal <i>Scutia buxifolia</i>	Abundancia de muertos Nativas	-0,09411	0,68492
Área basal <i>Scutia buxifolia</i>	Abundancia de muertos <i>Ligustrum lucidum</i>	0,08525	0,71331
Área basal <i>Celtis tala</i>	Área basal <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,53198	0,01306
Área basal <i>Celtis tala</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,08113	0,72663
Área basal <i>Celtis tala</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,54783	0,01014
Área basal <i>Celtis tala</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,57250	0,00668
Área basal <i>Celtis tala</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,22120	0,33525
Área basal <i>Celtis tala</i>	Abundancia de muertos Nativas	-0,04850	0,83465
Área basal <i>Celtis tala</i>	Abundancia de muertos <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,06069	0,79384
Área basal Nativas	Área basal <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,53344	0,01276
Área basal Nativas	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,40138	0,07132
Área basal Nativas	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,18130	0,43158
Área basal Nativas	Abundancia de muertos Nativas	-0,09323	0,68772
Área basal Nativas	Abundancia de muertos <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,02329	0,92019
Área basal <i>Ligustrum lucidum</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,32469	0,15098
Área basal <i>Ligustrum lucidum</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,51828	0,01609
Área basal <i>Ligustrum lucidum</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,34880	0,12122
Área basal <i>Ligustrum lucidum</i>	Abundancia Nativas	-0,56163	0,00806
Área basal <i>Ligustrum lucidum</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,30159	0,18398
Área basal <i>Ligustrum lucidum</i>	Abundancia de muertos Nativas	0,15171	0,51152
Área basal <i>Ligustrum lucidum</i>	Abundancia de muertos <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,06613	0,77581

Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,66326	0,00105
Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,23223	0,31106
Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,51647	0,01653
Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,26442	0,24675
Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	Abundancia de muertos Nativas	-0,25705	0,26064
Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	Abundancia de muertos <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,20876	0,36380
Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,11696	0,61362
Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,49094	0,02383
Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,11360	0,62392
Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	Abundancia de muertos Nativas	-0,07270	0,75415
Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	Abundancia de muertos <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,23390	0,30750
Abundancia <i>Celtis tala</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,11626	0,61578
Abundancia <i>Celtis tala</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,14879	0,51978
Abundancia <i>Celtis tala</i>	Abundancia de muertos Nativas	-0,05033	0,82848
Abundancia <i>Celtis tala</i>	Abundancia de muertos <i>Ligustrum lucidum</i>	0,03064	0,89510
Abundancia Nativas	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,56949	0,00704
Abundancia Nativas	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,14918	0,51866
Abundancia Nativas	Abundancia de muertos Nativas	-0,18580	0,42004
Abundancia Nativas	Abundancia de muertos <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,22530	0,32614
Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,22195	0,33357
Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	Abundancia de muertos Nativas	0,19010	0,40917
Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	Abundancia de muertos <i>Ligustrum lucidum</i>	0,36971	0,09904
Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	Abundancia de muertos Nativas	0,68420	0,00062
Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	Abundancia de muertos <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,11616	0,61607
Abundancia de muertos Nativas	Abundancia de muertos <i>Ligustrum lucidum</i>	0,08014	0,72986



**Tabla suplementaria 2:** Correlaciones de Pearson de los valores de abundancia (n° de esporas/100 g de suelo) de morfoespecies de Glomeromycota encontradas en muestras de suelo de los talar en el año 2016 con los valores de abundancia de individuos (individuos/ha) y abundancia de renovales de las especies arbóreas del talar (Nativas: *Jodina rhombifolia*, *Scutia buxifolia* y *Celtis tala*) y las propiedades químicas del suelo evaluadas a 0-20 cm de profundidad. Las filas sombreadas señalan los valores de correlación significativos.

Variable(1)	Variable(2)	Pearson	p-valor
<i>Acaulospora delicata</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,04684	0,72231
<i>Acaulospora delicata</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,00174	0,98947
<i>Acaulospora delicata</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,11842	0,36751
<i>Acaulospora delicata</i>	Abundancia Nativas	-0,06206	0,63761
<i>Acaulospora delicata</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,25606	0,04830
<i>Acaulospora delicata</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,22959	0,07763
<i>Acaulospora delicata</i>	Materia Orgánica (%)	-0,02950	0,82298
<i>Acaulospora delicata</i>	Nitrógeno total (%)	0,09931	0,45028
<i>Acaulospora delicata</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,06073	0,64484
<i>Acaulospora delicata</i>	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	-0,25892	0,04576
<i>Acaulospora delicata</i>	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	0,02919	0,82476
<i>Acaulospora delicata</i>	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,04107	0,75539
<i>Acaulospora delicata</i>	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	0,07995	0,54367
<i>Acaulospora delicata</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,06694	0,61135
<i>Acaulospora delicata</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,14325	0,27489
<i>Acaulospora delicata</i>	CE µS/m	0,23131	0,07536
<i>Acaulospora laevis</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,05351	0,68470
<i>Acaulospora laevis</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,09465	0,47195
<i>Acaulospora laevis</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,04480	0,73396
<i>Acaulospora laevis</i>	Abundancia Nativas	0,01118	0,93244
<i>Acaulospora laevis</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,08576	0,51471
<i>Acaulospora laevis</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,11151	0,39629
<i>Acaulospora laevis</i>	Materia Orgánica (%)	0,10137	0,44089
<i>Acaulospora laevis</i>	Nitrógeno total (%)	0,07868	0,55014
<i>Acaulospora laevis</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,01208	0,92704
<i>Acaulospora laevis</i>	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	0,02505	0,84934
<i>Acaulospora laevis</i>	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	0,15817	0,22743
<i>Acaulospora laevis</i>	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,08929	0,49750
<i>Acaulospora laevis</i>	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,06616	0,61548
<i>Acaulospora laevis</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,12513	0,34080
<i>Acaulospora laevis</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,03415	0,79562
<i>Acaulospora laevis</i>	CE µS/m	0,04223	0,74871
<i>Acaulospora mellea</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,02736	0,83561
<i>Acaulospora mellea</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,10900	0,40709
<i>Acaulospora mellea</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,20006	0,12537
<i>Acaulospora mellea</i>	Abundancia Nativas	-0,01661	0,89975
<i>Acaulospora mellea</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,28153	0,02932
<i>Acaulospora mellea</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,30267	0,01874
<i>Acaulospora mellea</i>	Materia Orgánica (%)	0,08452	0,52083
<i>Acaulospora mellea</i>	Nitrógeno total (%)	0,10641	0,41841
<i>Acaulospora mellea</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,05079	0,69996
<i>Acaulospora mellea</i>	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	-0,02362	0,85781
<i>Acaulospora mellea</i>	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	0,19859	0,12823
<i>Acaulospora mellea</i>	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,05991	0,64934

<i>Acaulospora mellea</i>	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,10826	0,41032
<i>Acaulospora mellea</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,13493	0,30399
<i>Acaulospora mellea</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,04626	0,72563
<i>Acaulospora mellea</i>	CE $\mu$ S/m	0,14298	0,27579
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,03265	0,80441
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,14663	0,26358
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,11095	0,39869
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Abundancia Nativas	0,06275	0,63384
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,14487	0,26941
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,24649	0,05762
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Materia Orgánica (%)	0,10407	0,42877
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Nitrógeno total (%)	0,16492	0,20794
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	0,06008	0,64840
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	-0,11418	0,38504
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	0,08321	0,52734
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,01315	0,92057
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,03164	0,81032
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,02227	0,86591
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,04098	0,75591
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	CE $\mu$ S/m	0,14294	0,27593
<i>Acaulospora spinosa</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,08097	0,53855
<i>Acaulospora spinosa</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,07740	0,55665
<i>Acaulospora spinosa</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,10558	0,42207
<i>Acaulospora spinosa</i>	Abundancia Nativas	-0,11721	0,37247
<i>Acaulospora spinosa</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,12391	0,34557
<i>Acaulospora spinosa</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,05383	0,68292
<i>Acaulospora spinosa</i>	Materia Orgánica (%)	-0,08138	0,53651
<i>Acaulospora spinosa</i>	Nitrógeno total (%)	-0,08336	0,52656
<i>Acaulospora spinosa</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,15463	0,23814
<i>Acaulospora spinosa</i>	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	-0,14512	0,26860
<i>Acaulospora spinosa</i>	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	-0,09091	0,48969
<i>Acaulospora spinosa</i>	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,02284	0,86246
<i>Acaulospora spinosa</i>	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	0,09335	0,47805
<i>Acaulospora spinosa</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,00573	0,96535
<i>Acaulospora spinosa</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,09089	0,48981
<i>Acaulospora spinosa</i>	CE $\mu$ S/m	-0,17776	0,17422
<i>Archaeospora trappei</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,06144	0,64100
<i>Archaeospora trappei</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,05088	0,69946
<i>Archaeospora trappei</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,11203	0,39409
<i>Archaeospora trappei</i>	Abundancia Nativas	-0,09465	0,47191
<i>Archaeospora trappei</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,04427	0,73695
<i>Archaeospora trappei</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,13227	0,31373
<i>Archaeospora trappei</i>	Materia Orgánica (%)	0,04329	0,74259
<i>Archaeospora trappei</i>	Nitrógeno total (%)	-0,02402	0,85547
<i>Archaeospora trappei</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,06061	0,64547
<i>Archaeospora trappei</i>	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	0,10232	0,43662
<i>Archaeospora trappei</i>	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	0,10252	0,43572
<i>Archaeospora trappei</i>	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,08392	0,52382
<i>Archaeospora trappei</i>	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,07643	0,56161
<i>Archaeospora trappei</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,12188	0,35356

<i>Archaeospora trappei</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,06870	0,60194
<i>Archaeospora trappei</i>	CE $\mu$ S/m	-0,04368	0,74036
<i>Archaeospora undulata</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,12938	0,32452
<i>Archaeospora undulata</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,01283	0,92248
<i>Archaeospora undulata</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,10512	0,42407
<i>Archaeospora undulata</i>	Abundancia Nativas	-0,03949	0,76453
<i>Archaeospora undulata</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,10035	0,44552
<i>Archaeospora undulata</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,07322	0,57824
<i>Archaeospora undulata</i>	Materia Orgánica (%)	0,01233	0,92549
<i>Archaeospora undulata</i>	Nitrógeno total (%)	-0,00304	0,98160
<i>Archaeospora undulata</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	0,02945	0,82327
<i>Archaeospora undulata</i>	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	0,03211	0,80758
<i>Archaeospora undulata</i>	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	-0,07496	0,56922
<i>Archaeospora undulata</i>	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	0,24612	0,05801
<i>Archaeospora undulata</i>	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,17378	0,18422
<i>Archaeospora undulata</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,07961	0,54541
<i>Archaeospora undulata</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,22693	0,08122
<i>Archaeospora undulata</i>	CE $\mu$ S/m	0,19704	0,13129
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,01902	0,88528
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,11114	0,39789
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,10505	0,42441
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Abundancia Nativas	0,01878	0,88677
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,18307	0,16148
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,23373	0,07227
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Materia Orgánica (%)	0,05953	0,65138
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Nitrógeno total (%)	0,13432	0,30623
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	0,08786	0,50441
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	-0,14670	0,26337
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	-0,00813	0,95086
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	0,03046	0,81728
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	0,00102	0,99386
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,05096	0,69899
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,10083	0,44334
<i>Claroideoglo mus etunicatum</i>	CE $\mu$ S/m	0,16243	0,21499
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,04979	0,70561
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,11585	0,37807
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,09296	0,47990
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Abundancia Nativas	-0,11872	0,36627
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,09060	0,49119
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,02333	0,85957
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Materia Orgánica (%)	-0,11192	0,39455
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Nitrógeno total (%)	-0,12331	0,34791
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,01157	0,93006
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	0,19399	0,13749
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	0,10015	0,44646
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,20591	0,11448
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	0,26570	0,04019
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,12233	0,35179
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,19173	0,14224
<i>Corymbiglo mus corymbiforme</i>	CE $\mu$ S/m	-0,18240	0,16306

<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,09521	0,46932
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,05037	0,70231
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,02635	0,84161
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Abundancia Nativas	-0,01202	0,92736
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,07727	0,55733
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,26771	0,03865
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Materia Orgánica (%)	0,13766	0,29422
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Nitrógeno total (%)	0,25676	0,04767
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	0,05671	0,66692
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,23944	0,06540
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,12706	0,33333
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,05701	0,66524
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,02184	0,86848
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,08489	0,51898
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,02843	0,82928
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	CE $\mu$ S/m	0,19462	0,13620
<i>Diversispora eburnea</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,08097	0,53855
<i>Diversispora eburnea</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,07740	0,55665
<i>Diversispora eburnea</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,10558	0,42207
<i>Diversispora eburnea</i>	Abundancia Nativas	-0,11721	0,37247
<i>Diversispora eburnea</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,07839	0,55161
<i>Diversispora eburnea</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,04079	0,75697
<i>Diversispora eburnea</i>	Materia Orgánica (%)	-0,09032	0,49252
<i>Diversispora eburnea</i>	Nitrógeno total (%)	-0,04772	0,71729
<i>Diversispora eburnea</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,07795	0,55384
<i>Diversispora eburnea</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,12362	0,34670
<i>Diversispora eburnea</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,18336	0,16081
<i>Diversispora eburnea</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,15929	0,22410
<i>Diversispora eburnea</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	-0,01046	0,93678
<i>Diversispora eburnea</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,18582	0,15518
<i>Diversispora eburnea</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,16028	0,22121
<i>Diversispora eburnea</i>	CE $\mu$ S/m	0,17394	0,18379
<i>Diversispora spurca</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,03724	0,77755
<i>Diversispora spurca</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,01501	0,90937
<i>Diversispora spurca</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,04629	0,72545
<i>Diversispora spurca</i>	Abundancia Nativas	-0,04179	0,75123
<i>Diversispora spurca</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,26271	0,04257
<i>Diversispora spurca</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,25313	0,05101
<i>Diversispora spurca</i>	Materia Orgánica (%)	-0,03089	0,81477
<i>Diversispora spurca</i>	Nitrógeno total (%)	0,01579	0,90466
<i>Diversispora spurca</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,05174	0,69463
<i>Diversispora spurca</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,10746	0,41378
<i>Diversispora spurca</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,03755	0,77575
<i>Diversispora spurca</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,06321	0,63138
<i>Diversispora spurca</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,12227	0,35203
<i>Diversispora spurca</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,00064	0,99613
<i>Diversispora spurca</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,04501	0,73273
<i>Diversispora spurca</i>	CE $\mu$ S/m	0,08532	0,51689
<i>Entrophospora infrequens</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,21192	0,10405

<i>Entrophospora infrequens</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,12283	0,34980
<i>Entrophospora infrequens</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,04836	0,71364
<i>Entrophospora infrequens</i>	Abundancia Nativas	-0,16014	0,22160
<i>Entrophospora infrequens</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,22735	0,08065
<i>Entrophospora infrequens</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,24212	0,06235
<i>Entrophospora infrequens</i>	Materia Orgánica (%)	-0,10621	0,41925
<i>Entrophospora infrequens</i>	Nitrógeno total (%)	-0,01329	0,91975
<i>Entrophospora infrequens</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,12402	0,34511
<i>Entrophospora infrequens</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,23271	0,07357
<i>Entrophospora infrequens</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,05461	0,67856
<i>Entrophospora infrequens</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,06494	0,62205
<i>Entrophospora infrequens</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,15697	0,23103
<i>Entrophospora infrequens</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,11050	0,40062
<i>Entrophospora infrequens</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,05437	0,67992
<i>Entrophospora infrequens</i>	CE $\mu$ S/m	0,07731	0,55713
<i>Funneliformis badium</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,12999	0,32222
<i>Funneliformis badium</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,16529	0,20692
<i>Funneliformis badium</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,01321	0,92023
<i>Funneliformis badium</i>	Abundancia Nativas	-0,16157	0,21745
<i>Funneliformis badium</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,13797	0,29314
<i>Funneliformis badium</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,04150	0,75287
<i>Funneliformis badium</i>	Materia Orgánica (%)	-0,17861	0,17213
<i>Funneliformis badium</i>	Nitrógeno total (%)	-0,14170	0,28015
<i>Funneliformis badium</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,11173	0,39537
<i>Funneliformis badium</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,01250	0,92445
<i>Funneliformis badium</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,13588	0,30059
<i>Funneliformis badium</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,03543	0,78814
<i>Funneliformis badium</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,14469	0,27001
<i>Funneliformis badium</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,26908	0,03762
<i>Funneliformis badium</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,05785	0,66064
<i>Funneliformis badium</i>	CE $\mu$ S/m	0,07585	0,56463
<i>Funneliformis coronatus</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,09900	0,45170
<i>Funneliformis coronatus</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,09298	0,47981
<i>Funneliformis coronatus</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,14833	0,25803
<i>Funneliformis coronatus</i>	Abundancia Nativas	0,04546	0,73018
<i>Funneliformis coronatus</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,01895	0,88572
<i>Funneliformis coronatus</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,09607	0,46529
<i>Funneliformis coronatus</i>	Materia Orgánica (%)	-0,07234	0,58282
<i>Funneliformis coronatus</i>	Nitrógeno total (%)	-0,06821	0,60458
<i>Funneliformis coronatus</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,04773	0,71727
<i>Funneliformis coronatus</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,12467	0,34258
<i>Funneliformis coronatus</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,15432	0,23910
<i>Funneliformis coronatus</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,29099	0,02409
<i>Funneliformis coronatus</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,11493	0,38188
<i>Funneliformis coronatus</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,02477	0,85099
<i>Funneliformis coronatus</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,17927	0,17052
<i>Funneliformis coronatus</i>	CE $\mu$ S/m	-0,15277	0,24388
<i>Funneliformis mosseae</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,20000	0,12549
<i>Funneliformis mosseae</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,19364	0,13822
<i>Funneliformis mosseae</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,00700	0,95767

<i>Funneliformis mosseae</i>	Abundancia Nativas	-0,21079	0,10595
<i>Funneliformis mosseae</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,23473	0,07104
<i>Funneliformis mosseae</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,07392	0,57457
<i>Funneliformis mosseae</i>	Materia Orgánica (%)	-0,16609	0,20470
<i>Funneliformis mosseae</i>	Nitrógeno total (%)	-0,12182	0,35381
<i>Funneliformis mosseae</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,14263	0,27698
<i>Funneliformis mosseae</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,00606	0,96337
<i>Funneliformis mosseae</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,05063	0,70085
<i>Funneliformis mosseae</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,22870	0,07882
<i>Funneliformis mosseae</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,06029	0,64724
<i>Funneliformis mosseae</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,00422	0,97446
<i>Funneliformis mosseae</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,00563	0,96592
<i>Funneliformis mosseae</i>	CE $\mu$ S/m	-0,02107	0,87307
<i>Glomus hoi</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,08097	0,53855
<i>Glomus hoi</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,11081	0,39928
<i>Glomus hoi</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,10558	0,42207
<i>Glomus hoi</i>	Abundancia Nativas	-0,13571	0,30118
<i>Glomus hoi</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,02529	0,84791
<i>Glomus hoi</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,06014	0,64808
<i>Glomus hoi</i>	Materia Orgánica (%)	-0,08771	0,50514
<i>Glomus hoi</i>	Nitrógeno total (%)	-0,12594	0,33765
<i>Glomus hoi</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,15463	0,23814
<i>Glomus hoi</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,15587	0,23435
<i>Glomus hoi</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,09399	0,47503
<i>Glomus hoi</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,13354	0,30907
<i>Glomus hoi</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	-0,14258	0,27713
<i>Glomus hoi</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,20777	0,11117
<i>Glomus hoi</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,18926	0,14754
<i>Glomus hoi</i>	CE $\mu$ S/m	0,14908	0,25562
<i>Glomus</i> sp. 1	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,12978	0,32301
<i>Glomus</i> sp. 1	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,23200	0,07448
<i>Glomus</i> sp. 1	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,08709	0,50818
<i>Glomus</i> sp. 1	Abundancia Nativas	-0,16678	0,20280
<i>Glomus</i> sp. 1	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,02892	0,82637
<i>Glomus</i> sp. 1	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,09593	0,46592
<i>Glomus</i> sp. 1	Materia Orgánica (%)	-0,10502	0,42452
<i>Glomus</i> sp. 1	Nitrógeno total (%)	-0,10631	0,41886
<i>Glomus</i> sp. 1	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,12225	0,35212
<i>Glomus</i> sp. 1	K+ (meq/100g de suelo)	0,11633	0,37608
<i>Glomus</i> sp. 1	Na+ (meq/100g de suelo)	0,19677	0,13185
<i>Glomus</i> sp. 1	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,39052	0,00204
<i>Glomus</i> sp. 1	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,11235	0,39273
<i>Glomus</i> sp. 1	CIC (meq/100g de suelo)	0,04622	0,72582
<i>Glomus</i> sp. 1	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,19938	0,12670
<i>Glomus</i> sp. 1	CE $\mu$ S/m	-0,18037	0,16787
<i>Glomus</i> sp. 2	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,08749	0,50622
<i>Glomus</i> sp. 2	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,04867	0,71190
<i>Glomus</i> sp. 2	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,02930	0,82412
<i>Glomus</i> sp. 2	Abundancia Nativas	-0,08053	0,54076
<i>Glomus</i> sp. 2	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,08136	0,53660

<i>Glomus</i> sp. 2	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,17937	0,17027
<i>Glomus</i> sp. 2	Materia Orgánica (%)	0,00449	0,97281
<i>Glomus</i> sp. 2	Nitrógeno total (%)	0,06581	0,61735
<i>Glomus</i> sp. 2	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,00049	0,99706
<i>Glomus</i> sp. 2	K+ (meq/100g de suelo)	-0,18282	0,16208
<i>Glomus</i> sp. 2	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,13721	0,29583
<i>Glomus</i> sp. 2	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,13731	0,29548
<i>Glomus</i> sp. 2	Mg++ (meq/100g de suelo)	-0,01965	0,88156
<i>Glomus</i> sp. 2	CIC (meq/100g de suelo)	-0,17020	0,19355
<i>Glomus</i> sp. 2	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,12774	0,33074
<i>Glomus</i> sp. 2	CE $\mu$ S/m	0,17912	0,17088
<i>Glomus</i> sp. 3	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,10065	0,44416
<i>Glomus</i> sp. 3	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,06471	0,62326
<i>Glomus</i> sp. 3	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,05653	0,66793
<i>Glomus</i> sp. 3	Abundancia Nativas	0,00268	0,98376
<i>Glomus</i> sp. 3	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,13409	0,30706
<i>Glomus</i> sp. 3	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,04754	0,71830
<i>Glomus</i> sp. 3	Materia Orgánica (%)	0,05880	0,65543
<i>Glomus</i> sp. 3	Nitrógeno total (%)	-0,03426	0,79499
<i>Glomus</i> sp. 3	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,07879	0,54958
<i>Glomus</i> sp. 3	K+ (meq/100g de suelo)	0,18648	0,15368
<i>Glomus</i> sp. 3	Na+ (meq/100g de suelo)	0,13817	0,29241
<i>Glomus</i> sp. 3	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,17214	0,18845
<i>Glomus</i> sp. 3	Mg++ (meq/100g de suelo)	-0,16055	0,22042
<i>Glomus</i> sp. 3	CIC (meq/100g de suelo)	0,25179	0,05229
<i>Glomus</i> sp. 3	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,13862	0,29085
<i>Glomus</i> sp. 3	CE $\mu$ S/m	0,15864	0,22602
<i>Glomus</i> sp. 4	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,18439	0,15843
<i>Glomus</i> sp. 4	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,01078	0,93482
<i>Glomus</i> sp. 4	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,05855	0,65680
<i>Glomus</i> sp. 4	Abundancia Nativas	0,08092	0,53879
<i>Glomus</i> sp. 4	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,14289	0,27610
<i>Glomus</i> sp. 4	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,04718	0,72039
<i>Glomus</i> sp. 4	Materia Orgánica (%)	-0,01842	0,88888
<i>Glomus</i> sp. 4	Nitrógeno total (%)	0,05859	0,65657
<i>Glomus</i> sp. 4	Fósforo asimilable (ppm P)	0,06865	0,60223
<i>Glomus</i> sp. 4	K+ (meq/100g de suelo)	-0,06328	0,63097
<i>Glomus</i> sp. 4	Na+ (meq/100g de suelo)	0,06522	0,62054
<i>Glomus</i> sp. 4	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,14447	0,27077
<i>Glomus</i> sp. 4	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,21077	0,10599
<i>Glomus</i> sp. 4	CIC (meq/100g de suelo)	-0,10423	0,42802
<i>Glomus</i> sp. 4	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,04103	0,75561
<i>Glomus</i> sp. 4	CE $\mu$ S/m	0,01674	0,89897
<i>Kamienskia bistrata</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,05388	0,68263
<i>Kamienskia bistrata</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,11550	0,37952
<i>Kamienskia bistrata</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,08963	0,49584
<i>Kamienskia bistrata</i>	Abundancia Nativas	-0,11955	0,36291
<i>Kamienskia bistrata</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,10153	0,44015
<i>Kamienskia bistrata</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,02484	0,85060
<i>Kamienskia bistrata</i>	Materia Orgánica (%)	-0,11644	0,37564

<i>Kamienskia bistrata</i>	Nitrógeno total (%)	-0,12016	0,36048
<i>Kamienskia bistrata</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	0,01688	0,89812
<i>Kamienskia bistrata</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,16983	0,19455
<i>Kamienskia bistrata</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,06058	0,64565
<i>Kamienskia bistrata</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,18425	0,15875
<i>Kamienskia bistrata</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,28053	0,02992
<i>Kamienskia bistrata</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,13124	0,31754
<i>Kamienskia bistrata</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,16797	0,19955
<i>Kamienskia bistrata</i>	CE $\mu$ S/m	-0,17417	0,18320
<i>Pacispora robigina</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,11225	0,39315
<i>Pacispora robigina</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,09582	0,46644
<i>Pacispora robigina</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,22008	0,09109
<i>Pacispora robigina</i>	Abundancia Nativas	-0,04051	0,75863
<i>Pacispora robigina</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,02120	0,87227
<i>Pacispora robigina</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,00678	0,95900
<i>Pacispora robigina</i>	Materia Orgánica (%)	-0,11662	0,37489
<i>Pacispora robigina</i>	Nitrógeno total (%)	-0,15748	0,22948
<i>Pacispora robigina</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,19067	0,14448
<i>Pacispora robigina</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,09926	0,45052
<i>Pacispora robigina</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,09982	0,44795
<i>Pacispora robigina</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,20455	0,11694
<i>Pacispora robigina</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	-0,04051	0,75863
<i>Pacispora robigina</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,15285	0,24365
<i>Pacispora robigina</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,05052	0,70145
<i>Pacispora robigina</i>	CE $\mu$ S/m	-0,08808	0,50334
<i>Paraglomus albidum</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,05113	0,69805
<i>Paraglomus albidum</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,13367	0,30859
<i>Paraglomus albidum</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,10590	0,42066
<i>Paraglomus albidum</i>	Abundancia Nativas	-0,06653	0,61352
<i>Paraglomus albidum</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,05883	0,65525
<i>Paraglomus albidum</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,08725	0,50738
<i>Paraglomus albidum</i>	Materia Orgánica (%)	-0,19183	0,14201
<i>Paraglomus albidum</i>	Nitrógeno total (%)	-0,16017	0,22151
<i>Paraglomus albidum</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,02903	0,82572
<i>Paraglomus albidum</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,16810	0,19919
<i>Paraglomus albidum</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,31397	0,01457
<i>Paraglomus albidum</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,04855	0,71258
<i>Paraglomus albidum</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,23956	0,06526
<i>Paraglomus albidum</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,14716	0,26185
<i>Paraglomus albidum</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,05749	0,66259
<i>Paraglomus albidum</i>	CE $\mu$ S/m	-0,08136	0,53658
<i>Rhizoglomus microaggregatus</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,06535	0,61983
<i>Rhizoglomus microaggregatus</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,05784	0,66067
<i>Rhizoglomus microaggregatus</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,08090	0,53892
<i>Rhizoglomus microaggregatus</i>	Abundancia Nativas	0,02445	0,85287
<i>Rhizoglomus microaggregatus</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,06680	0,61207
<i>Rhizoglomus microaggregatus</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,12186	0,35364
<i>Rhizoglomus microaggregatus</i>	Materia Orgánica (%)	0,15727	0,23012
<i>Rhizoglomus microaggregatus</i>	Nitrógeno total (%)	0,23385	0,07213
<i>Rhizoglomus microaggregatus</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	0,08911	0,49836



<i>Rhizoglosum microaggregatus</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,14556	0,26712
<i>Rhizoglosum microaggregatus</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,13598	0,30023
<i>Rhizoglosum microaggregatus</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,03443	0,79395
<i>Rhizoglosum microaggregatus</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	-0,05527	0,67488
<i>Rhizoglosum microaggregatus</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,00426	0,97420
<i>Rhizoglosum microaggregatus</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,04139	0,75352
<i>Rhizoglosum microaggregatus</i>	CE $\mu$ S/m	0,17719	0,17563
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,16707	0,20200
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,34555	0,00685
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,26129	0,04374
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Abundancia Nativas	-0,35848	0,00492
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,14857	0,25724
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,12652	0,33542
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Materia Orgánica (%)	-0,38664	0,00228
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Nitrógeno total (%)	-0,38661	0,00228
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,29814	0,02068
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,19953	0,12640
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,03608	0,78432
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,15665	0,23198
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,19267	0,14024
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,03337	0,80018
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,07487	0,56965
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	CE $\mu$ S/m	-0,03222	0,80695
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,11129	0,39725
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,12309	0,34879
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,11140	0,39678
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Abundancia Nativas	-0,08941	0,49690
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,22528	0,08352
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,15853	0,22635
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Materia Orgánica (%)	-0,11501	0,38154
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Nitrógeno total (%)	-0,13586	0,30065
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,21253	0,10304
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,08126	0,53709
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,03254	0,80507
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,11140	0,39680
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,06699	0,61107
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,06689	0,61160
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,11285	0,39063
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	CE $\mu$ S/m	-0,20241	0,12090
<i>Rizophagus intraradices</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,13325	0,31013
<i>Rizophagus intraradices</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,09954	0,44923
<i>Rizophagus intraradices</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,00731	0,95582
<i>Rizophagus intraradices</i>	Abundancia Nativas	-0,12495	0,34149
<i>Rizophagus intraradices</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,05047	0,70174
<i>Rizophagus intraradices</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,06951	0,59769
<i>Rizophagus intraradices</i>	Materia Orgánica (%)	-0,06496	0,62192
<i>Rizophagus intraradices</i>	Nitrógeno total (%)	-0,04459	0,73512
<i>Rizophagus intraradices</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,06810	0,60514
<i>Rizophagus intraradices</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,09301	0,47967
<i>Rizophagus intraradices</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,13060	0,31994

<i>Rizophagus intraradices</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,07739	0,55670
<i>Rizophagus intraradices</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,07589	0,56441
<i>Rizophagus intraradices</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,02313	0,86078
<i>Rizophagus intraradices</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,00714	0,95682
<i>Rizophagus intraradices</i>	CE $\mu$ S/m	0,06222	0,63673
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,10243	0,43610
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,04038	0,75933
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,19231	0,14101
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Abundancia Nativas	-0,09020	0,49308
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,29730	0,02106
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,20527	0,11564
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Materia Orgánica (%)	0,03371	0,79816
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Nitrógeno total (%)	0,10125	0,44145
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,04467	0,73468
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,11497	0,38171
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,12763	0,33115
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,01169	0,92934
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,03466	0,79264
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,04737	0,71926
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,12549	0,33940
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	CE $\mu$ S/m	0,22219	0,08796
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,08309	0,52795
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,05817	0,65888
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,14995	0,25281
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Abundancia Nativas	-0,03744	0,77643
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,02971	0,82171
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,11555	0,37932
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Materia Orgánica (%)	-0,13853	0,29115
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Nitrógeno total (%)	-0,11124	0,39744
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,06121	0,64220
<i>Scutellospora</i> sp. 1	K+ (meq/100g de suelo)	0,02568	0,84560
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,08137	0,53654
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,00180	0,98910
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,16488	0,20806
<i>Scutellospora</i> sp. 1	CIC (meq/100g de suelo)	-0,22834	0,07929
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,00313	0,98107
<i>Scutellospora</i> sp. 1	CE $\mu$ S/m	0,02091	0,87397
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,33338	0,00924
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,12050	0,35910
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,14598	0,26575
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Abundancia Nativas	0,18959	0,14682
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,10559	0,42200
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,12250	0,35110
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Materia Orgánica (%)	0,05079	0,69994
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Nitrógeno total (%)	0,04546	0,73016
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Fósforo asimilable (ppm P)	0,12476	0,34222
<i>Scutellospora</i> sp. 2	K+ (meq/100g de suelo)	-0,10100	0,44260
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,09638	0,46381
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,02383	0,85659
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,10336	0,43192

<i>Scutellospora</i> sp. 2	CIC (meq/100g de suelo)	0,07356	0,57645
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,03618	0,78376
<i>Scutellospora</i> sp. 2	CE $\mu$ S/m	-0,01167	0,92948
<i>Septoglopus constrictum</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,16206	0,21604
<i>Septoglopus constrictum</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,14747	0,26084
<i>Septoglopus constrictum</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,12150	0,35510
<i>Septoglopus constrictum</i>	Abundancia Nativas	-0,20212	0,12144
<i>Septoglopus constrictum</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,19642	0,13254
<i>Septoglopus constrictum</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,01155	0,93023
<i>Septoglopus constrictum</i>	Materia Orgánica (%)	-0,11926	0,36408
<i>Septoglopus constrictum</i>	Nitrógeno total (%)	-0,12884	0,32654
<i>Septoglopus constrictum</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,08157	0,53554
<i>Septoglopus constrictum</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,18638	0,15391
<i>Septoglopus constrictum</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,10983	0,40350
<i>Septoglopus constrictum</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,09040	0,49214
<i>Septoglopus constrictum</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,21714	0,09561
<i>Septoglopus constrictum</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,11486	0,38219
<i>Septoglopus constrictum</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,07417	0,57330
<i>Septoglopus constrictum</i>	CE $\mu$ S/m	-0,02803	0,83166

**Tabla suplementaria 3:** Correlaciones de Pearson de los valores de abundancia (n° de esporas/100 g de suelo) de morfoespecies de Glomeromycota encontradas en muestras de suelo de los talar en el año 2017 con los valores de abundancia de individuos (individuos/ha) y abundancia de renovales de las especies arbóreas del talar (Nativas: *Jodina rhombifolia*, *Scutia buxifolia* y *Celtis tala*) y las propiedades químicas del suelo evaluadas a 0-20 cm de profundidad. Las filas sombreadas señalan los valores de correlación significativos.

Variable(1)	Variable(2)	Pearson	p-valor
<i>Acaulospora delicata</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,12410	0,34480
<i>Acaulospora delicata</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,16382	0,21103
<i>Acaulospora delicata</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,00281	0,98297
<i>Acaulospora delicata</i>	Abundancia Nativas	-0,15450	0,23852
<i>Acaulospora delicata</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,12090	0,35747
<i>Acaulospora delicata</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,03060	0,81645
<i>Acaulospora delicata</i>	Materia Orgánica (%)	-0,16490	0,20801
<i>Acaulospora delicata</i>	Nitrógeno total (%)	-0,14794	0,25931
<i>Acaulospora delicata</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,08479	0,51950
<i>Acaulospora delicata</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,06191	0,63843
<i>Acaulospora delicata</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,15012	0,25228
<i>Acaulospora delicata</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,10559	0,42203
<i>Acaulospora delicata</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,19118	0,14339
<i>Acaulospora delicata</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,03963	0,76372
<i>Acaulospora delicata</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,15901	0,22494
<i>Acaulospora delicata</i>	CE $\mu$ S/m	0,09287	0,48036
<i>Acaulospora laevis</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,02306	0,86118
<i>Acaulospora laevis</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,10081	0,44343
<i>Acaulospora laevis</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,04786	0,71648
<i>Acaulospora laevis</i>	Abundancia Nativas	-0,08262	0,53026
<i>Acaulospora laevis</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,13817	0,29245
<i>Acaulospora laevis</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,01279	0,92271
<i>Acaulospora laevis</i>	Materia Orgánica (%)	-0,16093	0,21932
<i>Acaulospora laevis</i>	Nitrógeno total (%)	-0,14998	0,25271
<i>Acaulospora laevis</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,10417	0,42832
<i>Acaulospora laevis</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,03099	0,81418
<i>Acaulospora laevis</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,04661	0,72364
<i>Acaulospora laevis</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,09431	0,47353
<i>Acaulospora laevis</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,25066	0,05339
<i>Acaulospora laevis</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,18422	0,15882
<i>Acaulospora laevis</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,11890	0,36557
<i>Acaulospora laevis</i>	CE $\mu$ S/m	-0,14246	0,27756
<i>Acaulospora mellea</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,09255	0,48186
<i>Acaulospora mellea</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,05485	0,67724
<i>Acaulospora mellea</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,05582	0,67184
<i>Acaulospora mellea</i>	Abundancia Nativas	0,00110	0,99332
<i>Acaulospora mellea</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,10269	0,43496
<i>Acaulospora mellea</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,24760	0,05647
<i>Acaulospora mellea</i>	Materia Orgánica (%)	0,08929	0,49750
<i>Acaulospora mellea</i>	Nitrógeno total (%)	0,16225	0,21550

<i>Acaulospora mellea</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,00334	0,97981
<i>Acaulospora mellea</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,11442	0,38403
<i>Acaulospora mellea</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,16941	0,19566
<i>Acaulospora mellea</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,12272	0,35023
<i>Acaulospora mellea</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	-0,03863	0,76949
<i>Acaulospora mellea</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,00708	0,95720
<i>Acaulospora mellea</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,00439	0,97346
<i>Acaulospora mellea</i>	CE $\mu$ S/m	0,13457	0,30532
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,07773	0,55496
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,15637	0,23283
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,13397	0,30748
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Abundancia Nativas	-0,08950	0,49648
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,01244	0,92482
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,12166	0,35447
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Materia Orgánica (%)	-0,22393	0,08543
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Nitrógeno total (%)	-0,20267	0,12043
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,08638	0,51169
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,14905	0,25569
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,02545	0,84694
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,10965	0,40427
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,32797	0,01052
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,30769	0,01678
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,09943	0,44974
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	CE $\mu$ S/m	-0,08074	0,53971
<i>Archaeospora trappei</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,11046	0,40079
<i>Archaeospora trappei</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,13523	0,30293
<i>Archaeospora trappei</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,14403	0,27222
<i>Archaeospora trappei</i>	Abundancia Nativas	-0,17631	0,17780
<i>Archaeospora trappei</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,04019	0,76045
<i>Archaeospora trappei</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,12851	0,32778
<i>Archaeospora trappei</i>	Materia Orgánica (%)	-0,12091	0,35745
<i>Archaeospora trappei</i>	Nitrógeno total (%)	-0,13446	0,30569
<i>Archaeospora trappei</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,17434	0,18278
<i>Archaeospora trappei</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,02200	0,86751
<i>Archaeospora trappei</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,00420	0,97457
<i>Archaeospora trappei</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,08613	0,51288
<i>Archaeospora trappei</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	-0,03101	0,81406
<i>Archaeospora trappei</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,02106	0,87310
<i>Archaeospora trappei</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,01735	0,89531
<i>Archaeospora trappei</i>	CE $\mu$ S/m	-0,00023	0,99863
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,03831	0,77136
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,01917	0,88440
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,02885	0,82680
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Abundancia Nativas	0,02093	0,87391
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,15032	0,25162
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,15414	0,23965
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Materia Orgánica (%)	-0,06956	0,59740
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Nitrógeno total (%)	-0,03730	0,77724

<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,15237	0,24515
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,11577	0,37839
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,01228	0,92579
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,03492	0,79109
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,00695	0,95797
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,02542	0,84713
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,02981	0,82115
<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	CE $\mu$ S/m	0,04394	0,73887
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,08360	0,52540
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,03933	0,76545
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,06005	0,64858
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Abundancia Nativas	-0,03952	0,76434
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,20728	0,11204
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,25902	0,04567
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Materia Orgánica (%)	0,02824	0,83038
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Nitrógeno total (%)	0,11482	0,38235
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,08123	0,53726
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,20469	0,11669
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,11522	0,38070
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,11896	0,36530
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,02839	0,82949
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,01488	0,91013
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,01712	0,89671
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	CE $\mu$ S/m	0,10597	0,42035
<i>Diversispora spurca</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,06142	0,64110
<i>Diversispora spurca</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,07222	0,58342
<i>Diversispora spurca</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,10494	0,42487
<i>Diversispora spurca</i>	Abundancia Nativas	-0,10423	0,42803
<i>Diversispora spurca</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,06680	0,61210
<i>Diversispora spurca</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,09474	0,47148
<i>Diversispora spurca</i>	Materia Orgánica (%)	-0,10176	0,43913
<i>Diversispora spurca</i>	Nitrógeno total (%)	-0,08694	0,50893
<i>Diversispora spurca</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,12491	0,34164
<i>Diversispora spurca</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,11596	0,37761
<i>Diversispora spurca</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,14962	0,25388
<i>Diversispora spurca</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,08080	0,53942
<i>Diversispora spurca</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,12787	0,33024
<i>Diversispora spurca</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,16264	0,21438
<i>Diversispora spurca</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,05549	0,67370
<i>Diversispora spurca</i>	CE $\mu$ S/m	0,06241	0,63570
<i>Entrophospora infrequens</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,12603	0,33731
<i>Entrophospora infrequens</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,20291	0,11996
<i>Entrophospora infrequens</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,14058	0,28400
<i>Entrophospora infrequens</i>	Abundancia Nativas	-0,13189	0,31514
<i>Entrophospora infrequens</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,27977	0,03039
<i>Entrophospora infrequens</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,22077	0,09006
<i>Entrophospora infrequens</i>	Materia Orgánica (%)	-0,21959	0,09184
<i>Entrophospora infrequens</i>	Nitrógeno total (%)	-0,18528	0,15639

<i>Entrophospora infrequens</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,23252	0,07381
<i>Entrophospora infrequens</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,11456	0,38344
<i>Entrophospora infrequens</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,08358	0,52549
<i>Entrophospora infrequens</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,16309	0,21311
<i>Entrophospora infrequens</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,18067	0,16716
<i>Entrophospora infrequens</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,09115	0,48852
<i>Entrophospora infrequens</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,07251	0,58193
<i>Entrophospora infrequens</i>	CE $\mu$ S/m	-0,13903	0,28941
<i>Funneliformis badium</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,04444	0,73599
<i>Funneliformis badium</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,11081	0,39928
<i>Funneliformis badium</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,10558	0,42207
<i>Funneliformis badium</i>	Abundancia Nativas	-0,11721	0,37247
<i>Funneliformis badium</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,09356	0,47706
<i>Funneliformis badium</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,02229	0,86577
<i>Funneliformis badium</i>	Materia Orgánica (%)	-0,10620	0,41932
<i>Funneliformis badium</i>	Nitrógeno total (%)	-0,11505	0,38140
<i>Funneliformis badium</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,00128	0,99227
<i>Funneliformis badium</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,18811	0,15005
<i>Funneliformis badium</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,09399	0,47503
<i>Funneliformis badium</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,19394	0,13760
<i>Funneliformis badium</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,26794	0,03847
<i>Funneliformis badium</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,13072	0,31949
<i>Funneliformis badium</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,18749	0,15144
<i>Funneliformis badium</i>	CE $\mu$ S/m	-0,17633	0,17774
<i>Funneliformis mosseae</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,11414	0,38518
<i>Funneliformis mosseae</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,12691	0,33392
<i>Funneliformis mosseae</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,09768	0,45780
<i>Funneliformis mosseae</i>	Abundancia Nativas	-0,09730	0,45954
<i>Funneliformis mosseae</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,31176	0,01531
<i>Funneliformis mosseae</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,25091	0,05315
<i>Funneliformis mosseae</i>	Materia Orgánica (%)	-0,18740	0,15163
<i>Funneliformis mosseae</i>	Nitrógeno total (%)	-0,17434	0,18278
<i>Funneliformis mosseae</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,26192	0,04322
<i>Funneliformis mosseae</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,07972	0,54484
<i>Funneliformis mosseae</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,01089	0,93418
<i>Funneliformis mosseae</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,06069	0,64508
<i>Funneliformis mosseae</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,10284	0,43426
<i>Funneliformis mosseae</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,07735	0,55693
<i>Funneliformis mosseae</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,02026	0,87789
<i>Funneliformis mosseae</i>	CE $\mu$ S/m	-0,06120	0,64226
<i>Glomus</i> sp. 1	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,11233	0,39282
<i>Glomus</i> sp. 1	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,07082	0,59077
<i>Glomus</i> sp. 1	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,08148	0,53597
<i>Glomus</i> sp. 1	Abundancia Nativas	-0,07043	0,59283
<i>Glomus</i> sp. 1	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,07669	0,56031
<i>Glomus</i> sp. 1	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,06865	0,60224
<i>Glomus</i> sp. 1	Materia Orgánica (%)	0,03219	0,80713

<i>Glomus</i> sp. 1	Nitrógeno total (%)	0,10012	0,44660
<i>Glomus</i> sp. 1	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,04207	0,74958
<i>Glomus</i> sp. 1	K+ (meq/100g de suelo)	-0,14484	0,26953
<i>Glomus</i> sp. 1	Na+ (meq/100g de suelo)	0,06516	0,62085
<i>Glomus</i> sp. 1	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,01947	0,88259
<i>Glomus</i> sp. 1	Mg++ (meq/100g de suelo)	-0,00778	0,95297
<i>Glomus</i> sp. 1	CIC (meq/100g de suelo)	-0,02576	0,84508
<i>Glomus</i> sp. 1	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,07401	0,57410
<i>Glomus</i> sp. 1	CE $\mu$ S/m	0,16507	0,20752
<i>Pacispora robiginia</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,13851	0,29122
<i>Pacispora robiginia</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,11344	0,38815
<i>Pacispora robiginia</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,06158	0,64020
<i>Pacispora robiginia</i>	Abundancia Nativas	-0,15244	0,24493
<i>Pacispora robiginia</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,14747	0,26082
<i>Pacispora robiginia</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,12427	0,34413
<i>Pacispora robiginia</i>	Materia Orgánica (%)	-0,09865	0,45329
<i>Pacispora robiginia</i>	Nitrógeno total (%)	-0,12408	0,34489
<i>Pacispora robiginia</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,15527	0,23616
<i>Pacispora robiginia</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,09565	0,46722
<i>Pacispora robiginia</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,04518	0,73178
<i>Pacispora robiginia</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,07446	0,57181
<i>Pacispora robiginia</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,01080	0,93470
<i>Pacispora robiginia</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,04720	0,72027
<i>Pacispora robiginia</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,05379	0,68312
<i>Pacispora robiginia</i>	CE $\mu$ S/m	0,03043	0,81746
<i>Paraglomus albidum</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,07255	0,58172
<i>Paraglomus albidum</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,09688	0,46151
<i>Paraglomus albidum</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,02454	0,85234
<i>Paraglomus albidum</i>	Abundancia Nativas	-0,00916	0,94462
<i>Paraglomus albidum</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,12638	0,33593
<i>Paraglomus albidum</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,07435	0,57234
<i>Paraglomus albidum</i>	Materia Orgánica (%)	-0,11347	0,38802
<i>Paraglomus albidum</i>	Nitrógeno total (%)	-0,00925	0,94408
<i>Paraglomus albidum</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	0,02122	0,87212
<i>Paraglomus albidum</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,25623	0,04814
<i>Paraglomus albidum</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,29448	0,02237
<i>Paraglomus albidum</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,14197	0,27923
<i>Paraglomus albidum</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,05953	0,65142
<i>Paraglomus albidum</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,24975	0,05429
<i>Paraglomus albidum</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,20607	0,11419
<i>Paraglomus albidum</i>	CE $\mu$ S/m	0,18351	0,16047
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,22192	0,08835
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,23335	0,07276
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,08207	0,53302
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Abundancia Nativas	-0,21579	0,09774
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,07816	0,55279
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,02705	0,83745



<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Materia Orgánica (%)	-0,15441	0,23880
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Nitrógeno total (%)	-0,18593	0,15493
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,25447	0,04975
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,09036	0,49234
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,10410	0,42863
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,13267	0,31226
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,02947	0,82311
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,11086	0,39908
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,04861	0,71225
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	CE $\mu$ S/m	-0,09004	0,49387
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,08097	0,53855
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,04399	0,73857
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,12904	0,32579
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Abundancia Nativas	-0,02468	0,85155
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,07080	0,59087
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,02229	0,86577
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Materia Orgánica (%)	-0,09032	0,49252
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Nitrógeno total (%)	-0,04772	0,71729
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	0,15207	0,24609
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,14512	0,26860
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,27581	0,03292
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,07282	0,58029
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,11695	0,37354
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	CIC (meq/100g de suelo)	-0,01001	0,93946
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,15545	0,23563
<i>Rhizophagus intrarradices</i>	CE $\mu$ S/m	0,01053	0,93637
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,05191	0,69367
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,02257	0,86408
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,09838	0,45457
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Abundancia Nativas	0,01724	0,89595
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,27498	0,03348
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,33563	0,00875
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Materia Orgánica (%)	-0,00046	0,99723
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Nitrógeno total (%)	0,03072	0,81575
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,08752	0,50608
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,18480	0,15748
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,02369	0,85741
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,02679	0,83901
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,05661	0,66747
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,00214	0,98706
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,05682	0,66630
<i>Rhizophagus microaggregatus</i>	CE $\mu$ S/m	-0,07288	0,58002
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,16364	0,21154
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,10419	0,42822
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,03859	0,76975
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Abundancia Nativas	-0,12844	0,32805
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,19534	0,13472

<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,25712	0,04734
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Materia Orgánica (%)	-0,07446	0,57180
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Nitrógeno total (%)	-0,08931	0,49741
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,08719	0,50768
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	K+ (meq/100g de suelo)	0,04407	0,73810
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	0,09170	0,48591
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,09958	0,44907
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,24604	0,05810
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,05247	0,69050
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,13632	0,29900
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	CE $\mu$ S/m	-0,18094	0,16650
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,07900	0,54849
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,07208	0,58415
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,19908	0,12728
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Abundancia Nativas	-0,06291	0,63298
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,24773	0,05634
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,23805	0,06702
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Materia Orgánica (%)	0,03728	0,77735
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Nitrógeno total (%)	0,09588	0,46616
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,00534	0,96772
<i>Scutellospora</i> sp. 1	K+ (meq/100g de suelo)	-0,06014	0,64808
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Na+ (meq/100g de suelo)	0,14502	0,26894
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,10790	0,41188
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,00748	0,95478
<i>Scutellospora</i> sp. 1	CIC (meq/100g de suelo)	0,02807	0,83143
<i>Scutellospora</i> sp. 1	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,03007	0,81957
<i>Scutellospora</i> sp. 1	CE $\mu$ S/m	0,12104	0,35692
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,12677	0,33444
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,16836	0,19847
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,02504	0,84938
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Abundancia Nativas	-0,14958	0,25399
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,06732	0,60930
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Abundancia renoales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,00390	0,97639
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Materia Orgánica (%)	-0,08245	0,53112
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Nitrógeno total (%)	0,00010	0,99940
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,07338	0,57742
<i>Scutellospora</i> sp. 2	K+ (meq/100g de suelo)	-0,16320	0,21280
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,13105	0,31826
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,06652	0,61358
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,04429	0,73688
<i>Scutellospora</i> sp. 2	CIC (meq/100g de suelo)	-0,27364	0,03438
<i>Scutellospora</i> sp. 2	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,05745	0,66284
<i>Scutellospora</i> sp. 2	CE $\mu$ S/m	0,10434	0,42754
<i>Septoglo mus constrictum</i>	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,04163	0,75212
<i>Septoglo mus constrictum</i>	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,02824	0,83042
<i>Septoglo mus constrictum</i>	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,13613	0,29967

<i>Septoglopus constrictum</i>	Abundancia Nativas	-0,07969	0,54503
<i>Septoglopus constrictum</i>	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,16055	0,22040
<i>Septoglopus constrictum</i>	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,18322	0,16113
<i>Septoglopus constrictum</i>	Materia Orgánica (%)	-0,05163	0,69523
<i>Septoglopus constrictum</i>	Nitrógeno total (%)	-0,03246	0,80551
<i>Septoglopus constrictum</i>	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,12683	0,33421
<i>Septoglopus constrictum</i>	K+ (meq/100g de suelo)	-0,07357	0,57642
<i>Septoglopus constrictum</i>	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,00587	0,96447
<i>Septoglopus constrictum</i>	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,09003	0,49393
<i>Septoglopus constrictum</i>	Mg++ (meq/100g de suelo)	-0,00953	0,94239
<i>Septoglopus constrictum</i>	CIC (meq/100g de suelo)	0,03073	0,81567
<i>Septoglopus constrictum</i>	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,15312	0,24281
<i>Septoglopus constrictum</i>	CE $\mu$ S/m	0,17752	0,17479

**Tabla suplementaria 4:** Correlaciones de Pearson de los valores de abundancia (n° de esporas/100 g de suelo) de familias de Glomeromycota encontradas en muestras de suelo de los talares en el año 2016 con los valores de abundancia (individuos/ha), área basal (m<sup>2</sup>/ha) y abundancia de renovales de las especies arbóreas del talar (Nativas: *Jodina rhombifolia*, *Scutia buxifolia* y *Celtis tala*). Las filas sombreadas señalan los valores de correlación significativos.

Variable(1)	Variable(2)	Pearson	p-valor
Acaulosporaceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,05434	0,68008
Acaulosporaceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,04574	0,72857
Acaulosporaceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,16417	0,21006
Acaulosporaceae	Abundancia Nativas	-0,05399	0,68201
Acaulosporaceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,30717	0,01697
Acaulosporaceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,29584	0,02173
Archaeosporaceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,09623	0,46453
Archaeosporaceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,05262	0,68967
Archaeosporaceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,07759	0,55570
Archaeosporaceae	Abundancia Nativas	-0,10238	0,43633
Archaeosporaceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,01378	0,91676
Archaeosporaceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,14824	0,25831
Calorideoglomeraceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,09086	0,48992
Calorideoglomeraceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,13226	0,31376
Calorideoglomeraceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,37635	0,00304
Calorideoglomeraceae	Abundancia Nativas	-0,14597	0,26577
Calorideoglomeraceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,15646	0,23256
Calorideoglomeraceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,47689	0,00012
Diversisporaceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,03857	0,76983
Diversisporaceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,01629	0,90169
Diversisporaceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,04802	0,71560
Diversisporaceae	Abundancia Nativas	-0,04371	0,74016
Diversisporaceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,26390	0,04160
Diversisporaceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,25371	0,05047
Entrophosporaceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,22031	0,09075
Entrophosporaceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,14463	0,27023
Entrophosporaceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,02997	0,82021
Entrophosporaceae	Abundancia Nativas	-0,18227	0,16335
Entrophosporaceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,24358	0,06073
Entrophosporaceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,23608	0,06938
Gigasporaceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,09082	0,49014
Gigasporaceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,04732	0,71956
Gigasporaceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,01865	0,88754
Gigasporaceae	Abundancia Nativas	-0,01392	0,91596
Gigasporaceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,07563	0,56573
Gigasporaceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,26140	0,04365
Glomeraceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,17227	0,18811
Glomeraceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,16223	0,21557
Glomeraceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,13055	0,32013
Glomeraceae	Abundancia Nativas	-0,21832	0,09377
Glomeraceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,26231	0,04290

Glomeraceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,03423	0,79515
Pacisporaceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,09582	0,46644
Pacisporaceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,22008	0,09109
Pacisporaceae	Abundancia Nativas	-0,04051	0,75863
Pacisporaceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,02120	0,87227
Pacisporaceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,00678	0,95900
Paraglomeraceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,05113	0,69805
Paraglomeraceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,13367	0,30859
Paraglomeraceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,10590	0,42066
Paraglomeraceae	Abundancia Nativas	-0,06653	0,61352
Paraglomeraceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,05883	0,65525
Paraglomeraceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,08725	0,50738

**Tabla suplementaria 5:** Correlaciones de Pearson de los valores de abundancia (n° de esporas/100 g de suelo) de familias de Glomeromycota encontradas en muestras de suelo de los talares en el año 2017 con los valores de abundancia (individuos/ha), área basal (m<sup>2</sup>/ha) y abundancia de renovales de las especies arbóreas del talar (Nativas: *Jodina rhombifolia*, *Scutia buxifolia* y *Celtis tala*). Las filas sombreadas señalan los valores de correlación significativos.

Variable(1)	Variable(2)	Pearson	p-valor
Acaulosporaceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,00818	0,95056
Acaulosporaceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,18176	0,16456
Acaulosporaceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,11018	0,40201
Acaulosporaceae	Abundancia Nativas	-0,13129	0,31734
Acaulosporaceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,08413	0,52276
Acaulosporaceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,05505	0,67610
Archaeosporaceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,11046	0,40079
Archaeosporaceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,13523	0,30293
Archaeosporaceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,14403	0,27222
Archaeosporaceae	Abundancia Nativas	-0,17631	0,17780
Archaeosporaceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,04019	0,76045
Archaeosporaceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,12851	0,32778
Calorideoglomeraceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,03831	0,77136
Calorideoglomeraceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,01917	0,88440
Calorideoglomeraceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,02885	0,82680
Calorideoglomeraceae	Abundancia Nativas	0,02093	0,87391
Calorideoglomeraceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,15032	0,25162
Calorideoglomeraceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,15414	0,23965
Diversisporaceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,06142	0,64110
Diversisporaceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,07222	0,58342
Diversisporaceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,10494	0,42487
Diversisporaceae	Abundancia Nativas	-0,10423	0,42803
Diversisporaceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,06680	0,61210
Diversisporaceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,09474	0,47148
Entrophosporaceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,12603	0,33731
Entrophosporaceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,20291	0,11996
Entrophosporaceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,14058	0,28400
Entrophosporaceae	Abundancia Nativas	-0,13189	0,31514
Entrophosporaceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,27977	0,03039
Entrophosporaceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,22077	0,09006
Gigasporaceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,09541	0,46834
Gigasporaceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,04996	0,70461
Gigasporaceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,10044	0,44512
Gigasporaceae	Abundancia Nativas	-0,05236	0,69115
Gigasporaceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,24505	0,05915
Gigasporaceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,28433	0,02768
Glomeraceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,12374	0,34623
Glomeraceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,08953	0,49633
Glomeraceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,08878	0,49997
Glomeraceae	Abundancia Nativas	-0,14029	0,28501
Glomeraceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,19786	0,12967

Glomeraceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,25165	0,05243
Pacisporaceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,13851	0,29122
Pacisporaceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,11344	0,38815
Pacisporaceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,06158	0,64020
Pacisporaceae	Abundancia Nativas	-0,15244	0,24493
Pacisporaceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,14747	0,26082
Pacisporaceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,12427	0,34413
Paraglomeraceae	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,07255	0,58172
Paraglomeraceae	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,09688	0,46151
Paraglomeraceae	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,02454	0,85234
Paraglomeraceae	Abundancia Nativas	-0,00916	0,94462
Paraglomeraceae	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,12638	0,33593
Paraglomeraceae	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,07435	0,57234

**Tabla suplementaria 6:** Correlaciones de Pearson de los valores riqueza específica (S), índice de diversidad de Shannon-Wiener (H), índice de diversidad de Simpson (D) e índice de equitatividad (E) de Glomeromycota en muestras de suelo de los talar en el año 2016 con los valores de abundancia de individuos (individuos/ha) y abundancia de renovales de las especies arbóreas del talar (Nativas: *Jodina rhombifolia*, *Scutia buxifolia* y *Celtis tala*). Las filas sombreadas señalan los valores de correlación significativos.

Variable(1)	Variable(2)	Pearson	p-valor
S	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,24709	0,05700
S	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,36011	0,00471
S	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,13187	0,31522
S	Abundancia Nativas	-0,36626	0,00400
S	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,45724	0,00024
S	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,09086	0,48994
S	Materia Orgánica (%)	-0,31623	0,01383
S	Nitrógeno total (%)	-0,30045	0,01967
S	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,32082	0,01245
S	K+ (meq/100g de suelo)	0,02512	0,84889
S	Na+ (meq/100g de suelo)	0,01184	0,92843
S	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,15215	0,24583
S	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,25371	0,05046
S	CIC (meq/100g de suelo)	0,00643	0,96108
S	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,07024	0,59381
S	CE $\mu$ S/m	0,02310	0,86095
H	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,16965	0,19501
H	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,02845	0,82914
H	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,13046	0,32044
H	Abundancia Nativas	0,02903	0,82573
H	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,00322	0,98049
H	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,17390	0,18391
H	Materia Orgánica (%)	-0,05579	0,67200
H	Nitrógeno total (%)	0,05125	0,69737
H	Fósforo asimilable (ppm P)	0,12436	0,34381
H	K+ (meq/100g de suelo)	-0,14396	0,27248
H	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,12256	0,35089
H	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,21400	0,10063
H	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,05305	0,68728
H	CIC (meq/100g de suelo)	-0,25417	0,05003
H	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,10246	0,43599
H	CE $\mu$ S/m	-0,10860	0,40881
D	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,07854	0,55084
D	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,28665	0,02638
D	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,13213	0,31422
D	Abundancia Nativas	-0,24026	0,06445
D	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,25837	0,04624
D	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,01803	0,89125
D	Materia Orgánica (%)	-0,22655	0,08175
D	Nitrógeno total (%)	-0,17450	0,18237
D	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,15596	0,23407
D	K+ (meq/100g de suelo)	-0,08845	0,50155
D	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,08407	0,52305
D	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,20149	0,12264



D	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	0,19920	0,12705
D	CIC (meq/100g de suelo)	-0,10101	0,44252
D	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,01343	0,91885
D	CE $\mu$ S/m	-0,06266	0,63432
E	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,00293	0,98225
E	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,20655	0,11333
E	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,13129	0,31737
E	Abundancia Nativas	-0,15434	0,23902
E	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,18146	0,16527
E	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,05542	0,67406
E	Materia Orgánica (%)	-0,16439	0,20944
E	Nitrógeno total (%)	-0,08396	0,52361
E	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,04935	0,70806
E	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	-0,13652	0,29828
E	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	-0,12017	0,36043
E	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,18682	0,15292
E	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	0,13736	0,29530
E	CIC (meq/100g de suelo)	-0,16394	0,21069
E	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,02111	0,87281
E	CE $\mu$ S/m	-0,05618	0,66987

**Tabla suplementaria 7:** Correlaciones de Pearson de los valores riqueza específica (S), índice de diversidad de Shannon-Wiener (H), índice de diversidad de Simpson (D) e índice de equitatividad (E) de Glomeromycota en muestras de suelo de los talar en el año 2017 con los valores de abundancia de individuos (individuos/ha) y abundancia de renovales de las especies arbóreas del talar (Nativas: *Jodina rhombifolia*, *Scutia buxifolia* y *Celtis tala*). Las filas sombreadas señalan los valores de correlación significativos.

Variable(1)	Variable(2)	Pearson	p-valor
S	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,18697	0,15258
S	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,31630	0,01381
S	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,04361	0,74077
S	Abundancia Nativas	-0,28368	0,02806
S	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,35203	0,00581
S	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,17990	0,16899
S	Materia Orgánica (%)	-0,33893	0,00807
S	Nitrógeno total (%)	-0,28080	0,02976
S	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,28935	0,02494
S	K+ (meq/100g de suelo)	-0,03480	0,79183
S	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,03726	0,77743
S	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,11486	0,38218
S	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,38146	0,00264
S	CIC (meq/100g de suelo)	-0,14052	0,28422
S	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,03084	0,81507
S	CE $\mu$ S/m	-0,01543	0,90687
H	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,17590	0,17883
H	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	0,15877	0,22566
H	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,15362	0,24126
H	Abundancia Nativas	0,22553	0,08317
H	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	-0,06365	0,62898
H	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,04305	0,74400
H	Materia Orgánica (%)	0,09507	0,46995
H	Nitrógeno total (%)	0,12742	0,33197
H	Fósforo asimilable (ppm P)	0,20621	0,11394
H	K+ (meq/100g de suelo)	-0,08493	0,51881
H	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,07836	0,55179
H	Ca++ (meq/100g de suelo)	0,02194	0,86783
H	Mg++ (meq/100g de suelo)	0,05054	0,70134
H	CIC (meq/100g de suelo)	-0,07908	0,54809
H	Ph (1:1,25 suelo:agua)	-0,07347	0,57694
H	CE $\mu$ S/m	-0,09748	0,45874
D	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	-0,09752	0,45855
D	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,24534	0,05884
D	Abundancia <i>Celtis tala</i>	-0,00246	0,98514
D	Abundancia Nativas	-0,18607	0,15461
D	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,27030	0,03673
D	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,15005	0,25247
D	Materia Orgánica (%)	-0,27702	0,03213
D	Nitrógeno total (%)	-0,21517	0,09874
D	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,16921	0,19619
D	K+ (meq/100g de suelo)	-0,07425	0,57287
D	Na+ (meq/100g de suelo)	-0,09573	0,46684
D	Ca++ (meq/100g de suelo)	-0,08073	0,53977

D	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	0,35814	0,00496
D	CIC (meq/100g de suelo)	-0,13331	0,30991
D	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,02951	0,82292
D	CE $\mu$ S/m	-0,04270	0,74598
E	Abundancia <i>Jodina rhombifolia</i>	0,02712	0,83703
E	Abundancia <i>Scutia buxifolia</i>	-0,11723	0,37237
E	Abundancia <i>Celtis tala</i>	0,01895	0,88572
E	Abundancia Nativas	-0,04521	0,73158
E	Abundancia <i>Ligustrum lucidum</i>	0,14127	0,28162
E	Abundancia renovales <i>Ligustrum lucidum</i>	0,12676	0,33449
E	Materia Orgánica (%)	-0,15920	0,22438
E	Nitrógeno total (%)	-0,09608	0,46522
E	Fósforo asimilable (ppm P)	-0,02497	0,84980
E	K <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	-0,11938	0,36362
E	Na <sup>+</sup> (meq/100g de suelo)	-0,13684	0,29716
E	Ca <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	-0,01947	0,88264
E	Mg <sup>++</sup> (meq/100g de suelo)	0,28089	0,02971
E	CIC (meq/100g de suelo)	-0,13745	0,29497
E	Ph (1:1,25 suelo:agua)	0,01512	0,90869
E	CE $\mu$ S/m	-0,05458	0,67873

**Tabla suplementaria 8:** Correlaciones de Pearson de la longitud del tallo (cm), longitud de la raíz (cm) y biomasa (g) de plántulas de *Celtis tala* en cultivos solitarios inoculadas con suelo de talares nativos (inóculo NAT) e invadidos por *Ligustrum lucidum* (inóculo INV) con los porcentajes de colonización micorrícica arbuscular total, presencia de micelio interno, puntos de entrada, arbusculos y vesículas. Las filas sombreadas señalan los valores de correlación significativos.

Fuente de inóculo	Variable(1)	Variable(2)	Pearson	p-valor
Inóculo NAT	Longitud del tallo	Micelio interno	-0,12758	0,76337
	Longitud del tallo	Puntos de entrada	-0,07907	0,85236
	Longitud del tallo	Arbusculos	-0,19000	0,65223
	Longitud del tallo	Vesículas	0,76659	0,02649
	Longitud del tallo	Colonización total	-0,05544	0,89627
	Longitud de la raíz	Micelio interno	0,60852	0,10940
	Longitud de la raíz	Puntos de entrada	0,70330	0,05163
	Longitud de la raíz	Arbusculos	0,56305	0,14618
	Longitud de la raíz	Vesículas	0,73401	0,03816
	Longitud de la raíz	Colonización total	0,65718	0,07660
	Biomasa	Micelio interno	-0,43429	0,28231
	Biomasa	Puntos de entrada	-0,42389	0,29528
	Biomasa	Arbusculos	-0,48869	0,21914
	Biomasa	Vesículas	0,48549	0,22263
	Biomasa	Coils	0,00000	1,00000
	Biomasa	Células auxiliares	0,00000	1,00000
	Biomasa	Colonización total	-0,37937	0,35399
Inóculo INV	Longitud del tallo	Micelio interno	-0,61127	0,08030
	Longitud del tallo	Puntos de entrada	-0,48270	0,18813
	Longitud del tallo	Arbusculos	-0,25260	0,51199
	Longitud del tallo	Vesículas	-0,10246	0,79309
	Longitud del tallo	Colonización total	-0,48082	0,19011
	Longitud de la raíz	Micelio interno	-0,58479	0,09814
	Longitud de la raíz	Puntos de entrada	-0,30704	0,42158
	Longitud de la raíz	Arbusculos	-0,18272	0,63797
	Longitud de la raíz	Vesículas	0,08254	0,83280
	Longitud de la raíz	Colonización total	-0,45420	0,21938
	Biomasa	Micelio interno	-0,60961	0,08135
	Biomasa	Puntos de entrada	-0,44009	0,23585
	Biomasa	Arbusculos	-0,23618	0,54066
	Biomasa	Vesículas	-0,05399	0,89028
	Biomasa	Colonización total	-0,47797	0,19313

**Tabla suplementaria 9:** Correlaciones de Pearson de la longitud del tallo (cm), longitud de la raíz (cm) y biomasa (g) de plántulas de *Ligustrum lucidum* en cultivos solitarios inoculadas con suelo de talares nativos (inóculo NAT) e invadidos por *Ligustrum lucidum* (inóculo INV) con los porcentajes de colonización micorrícica arbuscular total, presencia de micelio interno, puntos de entrada, arbusculos, vesículas y coils.

Fuente de inóculo	Variable(1)	Variable(2)	Pearson	p-valor
Inóculo NAT	Longitud del tallo	Micelio interno	0,56810	0,08666
	Longitud del tallo	Puntos de entrada	0,56473	0,08897
	Longitud del tallo	Arbusculos	0,48805	0,15241
	Longitud del tallo	Vesículas	0,58177	0,07768
	Longitud del tallo	Coils	0,51397	0,12858
	Longitud del tallo	Colonización total	0,58121	0,07804
	Longitud de la raíz	Micelio interno	-0,13620	0,70754
	Longitud de la raíz	Puntos de entrada	-0,15321	0,67260
	Longitud de la raíz	Arbusculos	-0,16773	0,64324
	Longitud de la raíz	Vesículas	-0,13912	0,70150
	Longitud de la raíz	Coils	-0,17375	0,63120
	Longitud de la raíz	Colonización total	-0,10219	0,77879
	Biomasa	Micelio interno	0,19561	0,58810
Biomasa	Puntos de entrada	0,19372	0,59179	
Biomasa	Arbusculos	0,18614	0,60664	
Biomasa	Vesículas	0,18463	0,60961	
Biomasa	Coils	0,20494	0,57006	
Biomasa	Colonización total	0,20147	0,57675	
Inóculo INV	Longitud del tallo	Micelio interno	0,30115	0,39780
	Longitud del tallo	Puntos de entrada	0,36588	0,29845
	Longitud del tallo	Arbusculos	0,22868	0,52512
	Longitud del tallo	Vesículas	0,43492	0,20907
	Longitud del tallo	Coils	0,39505	0,25854
	Longitud del tallo	Colonización total	0,29663	0,40526
	Longitud de la raíz	Micelio interno	-0,38731	0,26882
	Longitud de la raíz	Puntos de entrada	-0,34100	0,33492
	Longitud de la raíz	Arbusculos	-0,32886	0,35349
	Longitud de la raíz	Vesículas	-0,34768	0,32490
	Longitud de la raíz	Coils	-0,39981	0,25232
	Longitud de la raíz	Colonización total	-0,35733	0,31073
	Biomasa	Micelio interno	0,42728	0,21809
Biomasa	Puntos de entrada	0,47967	0,16064	
Biomasa	Arbusculos	0,46301	0,17779	
Biomasa	Vesículas	0,53573	0,11048	
Biomasa	Coils	0,57537	0,08181	
Biomasa	Colonización total	0,39712	0,25582	

**Tabla suplementaria 10:** Correlaciones de Pearson de la longitud del tallo (cm), longitud de la raíz (cm) y biomasa (g) de plántulas de *Celtis tala* en cultivos mixtos con *Ligustrum lucidum* inoculadas con suelo de talaes nativos (inóculo NAT) e invadidos por *Ligustrum lucidum* (inóculo INV) con los porcentajes de colonización micorrícica arbuscular total, presencia de micelio interno, puntos de entrada, arbusculos y vesículas. Las filas sombreadas señalan los valores de correlación significativos.

Fuente de inóculo	Variable(1)	Variable(2)	Pearson	p-valor
Inóculo NAT	Longitud del tallo	Micelio interno	0,16945	0,71645
	Longitud del tallo	Puntos de entrada	0,14605	0,75469
	Longitud del tallo	Arbusculos	0,14605	0,75469
	Longitud del tallo	Vesículas	0,25787	0,57664
	Longitud del tallo	Colonización total	0,11970	0,79824
	Longitud de la raíz	Micelio interno	0,44370	0,31865
	Longitud de la raíz	Puntos de entrada	0,44498	0,31709
	Longitud de la raíz	Arbusculos	0,44498	0,31709
	Longitud de la raíz	Vesículas	0,36405	0,42209
	Longitud de la raíz	Colonización total	0,41667	0,35241
	Biomasa	Micelio interno	0,66602	0,10239
	Biomasa	Puntos de entrada	0,63845	0,12278
	Biomasa	Arbusculos	0,63845	0,12278
	Biomasa	Vesículas	0,69318	0,08420
	Biomasa	Colonización total	0,63057	0,12896
Inóculo INV	Longitud del tallo	Micelio interno	0,49569	0,25794
	Longitud del tallo	Puntos de entrada	0,52645	0,22478
	Longitud del tallo	Arbusculos	0,43756	0,32620
	Longitud del tallo	Vesículas	0,49060	0,26363
	Longitud del tallo	Colonización total	0,48639	0,26839
	Longitud de la raíz	Micelio interno	0,63984	0,12170
	Longitud de la raíz	Puntos de entrada	0,57833	0,17378
	Longitud de la raíz	Arbusculos	0,77358	0,04130
	Longitud de la raíz	Vesículas	0,72172	0,06709
	Longitud de la raíz	Colonización total	0,66808	0,10095
	Biomasa	Micelio interno	0,76971	0,04299
	Biomasa	Puntos de entrada	0,74617	0,05408
	Biomasa	Arbusculos	0,80663	0,02837
	Biomasa	Vesículas	0,80115	0,03033
	Biomasa	Colonización total	0,78187	0,03780

**Tabla suplementaria 11:** Correlaciones de Pearson de la longitud del tallo (cm), longitud de la raíz (cm) y biomasa (g) de plántulas de *Ligustrum lucidum* en cultivos mixtos con *Celtis tala* inoculadas con suelo de talaes nativos (inóculo NAT) e invadidos por *Ligustrum lucidum* (inóculo INV) con los porcentajes de colonización micorrícica arbuscular total, presencia de micelio interno, puntos de entrada, arbusculos, coils y vesículas. Las filas sombreadas señalan los valores de correlación significativos.

Fuente de inóculo	Variable(1)	Variable(2)	Pearson	p-valor
Inóculo NAT	Longitud del tallo	Micelio interno	-0,08119	0,84844
	Longitud del tallo	Puntos de entrada	-0,07852	0,85339
	Longitud del tallo	Arbusculos	-0,08775	0,83631
	Longitud del tallo	Vesículas	-0,06022	0,88737
	Longitud del tallo	Coils	-0,09703	0,81920
	Longitud del tallo	Colonización total	-0,08389	0,84345
	Longitud de la raíz	Micelio interno	-0,16560	0,69513
	Longitud de la raíz	Puntos de entrada	-0,17332	0,68147
	Longitud de la raíz	Arbusculos	-0,17452	0,67935
	Longitud de la raíz	Vesículas	-0,17079	0,68594
	Longitud de la raíz	Coils	-0,17567	0,67733
	Longitud de la raíz	Colonización total	-0,15841	0,70791
	Biomasa	Micelio interno	-0,27263	0,51358
	Biomasa	Puntos de entrada	-0,26929	0,51896
	Biomasa	Arbusculos	-0,28151	0,49939
	Biomasa	Vesículas	-0,24491	0,55883
	Biomasa	Coils	-0,29374	0,48010
	Biomasa	Colonización total	-0,27601	0,50817
Inóculo INV	Longitud del tallo	Micelio interno	0,76261	0,02777
	Longitud del tallo	Puntos de entrada	0,79180	0,01919
	Longitud del tallo	Arbusculos	0,79147	0,01927
	Longitud del tallo	Vesículas	0,78351	0,02143
	Longitud del tallo	Coils	0,79618	0,01807
	Longitud del tallo	Colonización total	0,81160	0,01445
	Longitud de la raíz	Micelio interno	-0,13408	0,75160
	Longitud de la raíz	Puntos de entrada	-0,12106	0,77522
	Longitud de la raíz	Arbusculos	-0,14079	0,73948
	Longitud de la raíz	Vesículas	0,00709	0,98670
	Longitud de la raíz	Coils	-0,21265	0,61314
	Longitud de la raíz	Colonización total	-0,13624	0,74770
	Biomasa	Micelio interno	0,74433	0,03418
	Biomasa	Puntos de entrada	0,75281	0,03111
	Biomasa	Arbusculos	0,68810	0,05922
	Biomasa	Vesículas	0,72706	0,04099
	Biomasa	Coils	0,71072	0,04815
	Biomasa	Colonización total	0,75169	0,03150